MORPHOLOGIE UND TAXONOMIE DER DIATOMEENGATTUNG ASTERIONELLA

Inaugural-Dissertation

zur

Erlangung der Doktorwürde

der

Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

der Freien Universität Berlin

Vorgelegt von Heinz Körner

aus Komotau

1969

1. Gutachter: Dr. J. Gerloff (Botanisches Museum Berlin)
2. Gutachter: Prof. Dr. J. Poelt (Freie Universität Berlin)
3. Gutachter: Prof. Dr. Ch. Thielke (Freie Universität Berlin)

Tag der mündlichen Prüfung: 27. 1. 1970

Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41548902_0013

MORPHOLOGIE UND TAXONOMIE DER DIATOMEENGATTUNG ASTERIONELLA

von Heinz Körner

Mathematisch-Naturwissenschaftliche Fakultät
der Freien Universität Berlin, Berlin

Inhaltsverzeichnis

A. Einleitung 559
B. Methoden 559
1. Wahl der Methoden 559
2. Typusmaterial und Kollektionen 560
3. Lichtmikroskopische Untersuchungen 561
4. Anlage und Haltung von Kulturen 562
5. Variationsuntersuchungen an Freilandmaterial 566
6. Elektronenmikroskopische Untersuchungen 567
C. Besprechung der einzelnen Arten der Gattung 571
I. Süßwasserarten
1. *A. formosa* Hassall 571
2. *A. ralfsii* W. Smith 601
II. Marine Arten
3. *A. glacialis* Castracane (*A. japonica* Cleve) 616
4. *A. kariana* Grunow 632
5. *A. notata* Grunow 640
III. Species dubiae vel excludendae
6. *A. antiqua* Heribaud 653
7. *A. canina* Zmeew 653
8. *A. cleveana* O'Meara 654
9. *A. candelabrum* Manguin 655
10. *A. madagascariensis* Mangiun 656
11. *A. spiralis* Castracane 657
12. *A. vinaninkarenae* Manguin 658

IV. Species removendae
13. *A. zasuminensis* (CAB.) L.-ALM. = (*Eunotia zasuminensis* (CAB) nov. comb. 659
14. *A. frauenfeldii* Grunow = *Thalassiothrix frauenfeldii* (Grunow) Grunow 667
15. *A. mediterranea* (Pavillard) Margalef = *Thalassiothrix mediterranea* Pavillard 668
V. Nomina nuda
16. *Asterionella roperii* W. Smith nom. nud. 674
17. *Asterionella costata* Cleve nom. nud. 674
D. Diskussion der Gattung und ihrer Stellung innerhalb der Familie der Fragilariaceen
1. Anschluß der Gattung 675
2. Die Arten der Gattung 679
3. Schlüssel der Arten und Varietäten 681
4. Neuumschreibung der Gattung 682
E. Zusammenfassung 683
F. Literaturverzeichnis 685
G. Erklärung der licht- und elektronenmikroskopischen Figuren 694
H. Tafelanhang 697

Abstract: The diatom genus *Asterionella* is revised taxonomically by methods of light and electron microscopy and culturing. For the fresh water species *A. formosa* and *A. ralfsii* and the marine species *A. notata, A. flacialis* (syn.: *A. japonica*), and *A. kariana* revised descriptions are given. By statistical analysis of variability as well as by culture observations it is proved that *A. gracillima* belongs to *A. formosa. A. ralfsii* var. *hustedtiana, A. ralfsii* var. *americana*, and *A. notata* var. *recticostata* are newly described. The species *Eunotia zasuminensis* nov comb. and *Thalassiothrix mediterranea* PAV. have to be removed from the genus *Asterionella*. The validity of further species is discussed. The taxonomic position of the genus in toto within the Fragilariaceae is uncertain; it probably comes close to the genera *Meridion* and *Licmophora*. Corresponding to this the genus *Asterionella* shows two species groups, one fresh water and one marine, which are linked by the morphologically intergrading *A. notata*. Drawings, electron micrographs, and distribution maps of more important species are presented and a key to species is given.

UNIV. LEIDEN BIBL.

Einleitung

Die Gattung *Asterionella* Hassall bietet einer taxonomischen Bearbeitung zahlreiche Probleme; Beispiele dafür sind die Unsicherheit in der Abgrenzung der Arten *A. formosa* Hass. - *A. gracillima* Heib., die noch andauernde Diskussion um *A. bleakeleyi* W. Smith, das augenscheinlich völlig abweichende Erscheinungsbild der *A. japonica* Cleve sowie die unzureichende Kenntnis anderer, seltener gefundenen Taxa. Selbst eine gute Abgrenzung der Gattung gegen nahestehende Taxa araphider, pennater Diatomeen ist außerordentlich problematisch: Alle gattungsspezifischen Merkmale treten einzeln oder kombiniert in Nachbargattungen wieder auf. Das legte die Frage nahe, ob das Genus *Asterionella* nicht in sich heterogen sei. Im Laufe der Arbeit bestätigten sich denn auch die Zweifel an der Homogenität der Gattung, umsomehr als in der Schalenfeinstruktur neue Merkmale für eine taxonomische Revision gewonnen wurden. Wie sich zeigte, enthielt die Gattung *Asterionella* in ihrem bisherigen Umfang sogar Komponenten, die den raphidioiden Diatomeen zuzuordnen sind.

Da *Asterionella*-Arten einerseits wiederholt für physiologische und ökologische Arbeiten kultiviert worden sind und andererseits nicht selten in Süßwasser- und Meeresplankton gefunden werden und dementsprechend häufig in Fundortlisten erscheinen, war eine intensivere Untersuchung der Gattung in taxonomischer und morphologischer Hinsicht gerechtfertigt.

Die vorliegende Arbeit will eine Diatomeengattung, die vor einem Jahrhundert in ausschließlich morphologisch-lichtmikroskopischen Merkmalen definiert wurde, durch die Berücksichtigung neuer Merkmale, die uns die modernen Methoden der Lichtmikroskopie, die Elektronenoptik und das Kulturexperiment liefern können, neu umschreiben.

Methoden

Die Geschichte der Taxonomie der Arten wurde verfolgt, indem nach Möglichkeit alle Beschreibungen oder Abbildungen, die von jeder *Asterionella*-Art existieren, überprüft wurden. Auf sie wird im taxonomischen Teil dieser Abhandlung jedoch nur dann Bezug genommen, wenn sie entweder erstmalig neue Gesichtspunkte in die Umgrenzung der einzelnen Taxa brachten, wenn sie von anderen Beschreibungen wesentlich abwichen oder wenn es sich um grundlegende, häufig konsultierte Werke der Diatomeenliteratur handelt. Die Beurteilung der älteren Beschreibungen gestaltete sich häufig sehr schwierig, besonders wenn die Abbildungen nur nichtssagende Umrißskizzen einer Gürtelbandansicht oder einer Kolonie oder die Texte und

Beschreibungen dürftig waren. In vielen Fällen konnte auf Merkmale, die *heute* wichtig für eine systematische Gliederung der Gattung sind, nur notdürftig aus einer häufig schlechten Zeichnung geschlossen werden. Dementsprechend sind alle diejenigen hier getroffenen taxonomischen Entscheidungen, die nicht auf der Überprüfung von Typusmaterial basieren, mit einer gewissen Unsicherheit behaftet.

Infolge der Kleinheit und Zartheit aller *Asterionella*-Formen sind die Taxa nur auf Grund von Feinstrukturuntersuchungen zu umgrenzen. Es ergab sich damit die Notwendigkeit, Typusmaterial elektronenmikroskopisch zu untersuchen. Das war aber nur bei den Arten *A. gracillima, A. africana* und *A. notata* möglich, denn Typusmaterial war für einen solchen Weg der Untersuchung nur geeignet, sofern es auf Glimmer aufgetrocknet konserviert war. Proben, die in einer auf Objektträger montierten Form vorlagen, konnten natürlich nur für lichtmikroskopische Untersuchungen benutzt werden; auch das nur mit gewissen Einschränkungen: Wenn nämlich ein Einschluß in Luft oder der schlechte Zustand des Präparates eine Verwendung guter Mikroskopoptik illusorisch machten.

Von den folgenden Arten stand Typusmaterial zur Untersuchung zur Verfügung:

A. gracillima Heiberg (PH; W)*
A. japonica Cleve (PH; BM)
A. africana Cholnoky (FR)
A. notata Grunow (W)
A. kariana Grunow (W)
A. ralfsii W. Smith (BM)
A. bleakeleyi W. Smith (BM)
A. roperii W. Smith (BM)
A. glacialis Castr. (BM) (Lectotypus)

Daneben wurden verschiedene Taxa in älteren, wichtigen Kollektionen aufgefunden:

Rabenhorsts Exsiccaten (PH; BM)
Cleve & Möller Diatomeen (PH; BM)
Coll. H. L. Smith (PH)

* Die Abkürzungen der Herbarien entsprechen denjenigen des Index Herbariorum:

B = Botanisches Museum Berlin-Dahlem
BM = British Museum (Natural History) London
FR = Senckenberg Museum Frankfurt/Main
L = Rijksherbarium Leiden
PH = Academy of Natural Sciences of Philadelphia
W = Naturhistorisches Museum Wien

Coll. W. Smith (PH; BM)
Coll. Rylands (BM)
Coll. Deby (BM)
Coll. Comber (BM)
H. van Heurck - Typen (PH)
Coll. Tempère & Peragallo (PH; BM)
Coll. Boyer (PH)
Coll. Febiger (PH)
Coll. Grunow (W)
Coll. Kützing (L)
Coll. Migula (B)
Coll. Nordstedt (B)

Lichtmikroskopische Untersuchungen:

Um Aufschluß über die Begrenzung mancher Arten zu gewinnen, wurde Material verschiedener Herkunft lichtmikroskopisch verglichen. Es war angestrebt, möglichst Proben von Fundorten der ganzen Welt zu sehen. Jedoch ergaben sich große Lücken, da es nicht möglich war, in einem zeitlich eng begrenzten Rahmen genügend Proben zu erhalten. Das Schwergewicht mußte daher auf europäischen und - mit der wertvollen Unterstützung der Academy of Natural Sciences of Philadelphia - auf nordamerikanischen Probenaufsammlungen liegen.

Das Material wurde für die lichtmikroskopische Betrachtung in folgender Weise präpariert:

Für die Untersuchung der Gürtelbandansicht und der Kolonieform war ein Glühpräparat anzufertigen. Dazu wurde eine Suspension des durch Zentrifugieren gewaschenen Materials auf ein Deckglas aufgetragen, nach dem Auftrocknen auf einer elektrischen Heizplatte mehrere Minuten kräftig erhitzt und dann in Hyrax eingeschlossen (genauer beschrieben bei Hustedt, 1930 b).

Für die Untersuchung der Valvaransicht empfahl sich die Oxidation des Zellinhalts durch kurzes Kochen in konz. HNO_3 oder in H_2O_2 (Perhydrol) unter ganz geringem Zusatz von $KMnO_4$. (Näheres bei Hustedt, 1930 b und van der Werff, 1955). Nach wiederholtem Waschen in destilliertem Wasser durch Zentrifugieren erfolgte ein Einschluß in Hyrax.

Durch die Unterstützung des Botanischen Museums Berlin konnte ich für alle lichtmikroskopischen Beobachtungen modernste Geräte verwenden (z. B. 'Leitz-Ortholux' mit Planapochromat 1.32 und Apochromat 1.40). Die Zartheit der Schalenstrukturen erforderte oft die Anwendung des Phasen-

kontrastverfahrens, wobei sich die Einrichtung nach Zernike dem Phasenkontrast nach Heine überlegen gezeigt hat, vor allem, wenn nur Präparate mit stark brechenden Einschlußmedien zur Verfügung standen. Für die Ausmessung der Zellgrößen oder als Belege für manche Beobachtungen wurden Mikroaufnahmen mit der automatischen Mikroskopkamera 'Orthomat' hergestellt; als Filmmaterial diente für alle Schalenaufnahmen 'Agfa-Agepe'-Dokumentenfilm, für Mikrofotos von lebenden Zellen oder Kulturen 'Adox KB 14'. Die Zeichnungen entstanden teilweise nach Vergrößerungen der Mikrofotos, zum Teil unmittelbar mit Hilfe der Projektion des mikroskopischen Bildes auf die Tischebene (Leitz-Zeichenspiegel); letztere Methode ist trotz ihrer Einfachheit den meisten komplizierteren Verfahren (mit Prismen und Einspiegelung der Zeichenfläche) weit überlegen, sofern eine genügend helle und nicht zu heiße Lichtquelle zur Verfügung steht (z. B. Xenon-Lampe, 150 W).

Kulturversuche:

Bei zwei Arten (*A. formosa* und *A. glacialis*) war es möglich, weitere Hinweise zur Variabilität durch Kulturversuche zu erlangen. Daß sich dies auf die genannten Arten beschränken mußte, lag an der fehlenden Möglichkeit, andere Arten lebend in Planktonproben zu erhalten. *A. formosa* wurde von mir in Kulturen über ca. 3 Jahre, *A. glacialis* über ca. 1 Jahr beobachtet.

Räumliche und technische Gegebenheiten beschränkten den Umfang von Kulturversuchen. Ich hielt daher von beiden *Asterionella*-Arten jeweils nur wenige Klone, die durch Waschen mittels einer Mikropipette aus frisch entnommenen Planktonfängen angelegt wurden. Da sich diese Isolierungstechnik bei meinen Kulturen sehr gut bewährt hat - es waren praktisch keine Ausfälle bei den isolierten Zellen zu verzeichnen - soll die Arbeitsweise im folgenden genauer beschrieben werden.

Isolierung:

In einem Tropfen der Probe wird unter dem Mikroskop eine *Asterionella*-Kolonie* ausgewählt, in deren Umgebung möglichst wenige Detrituspartikel und Begleitorganismen liegen. Kolonien mit Flagellaten- oder Chytridialenbefall sind mit der Waschmethode meist nicht von ihren Epiphyten zu befreien; sie sind für eine Kultur ungeeignet. Unter mikroskopischer Kontrolle bei 80 - 120facher Vergrößerung saugt man nun die Kolonie mit einer

* Da die *Asterionella*-Zellen nach der Teilung an einem Zellende zusammengeheftet bleiben, stellt jeder Koloniestern einen Klon dar. Aus der Isolierung einer einzelnen Kolonie wird deshalb eine Klonkultur entstehen.

Glaskapillare von ca. 150 µm Durchmesser an, indem die Kapillare mit der Öffnung dicht neben dem Objekt eingetaucht und, sobald der Wasserstrom die Kolonie hineingerissen hat, schnell wieder herausgehoben wird. Der Inhalt der Kapillare wird in einen kleinen Tropfen Nährlösung ausgeblasen, das Objekt darin ausfindig gemacht und erneut aufgesaugt. Sind nach 6-10maligem Übertragen keine verunreinigenden Organismen mehr sichtbar, kann man die *Asterionella*-Kolonie mit einer neuen Kapillare in das Kulturgefäß bringen.

Bei *A. formosa* und anderen Süßwasserdiatomeen ist es vorteilhaft, als Waschmedium destilliertes Wasser zu verwenden. Die Zellen erfahren dabei offenbar einen Reiz, der die Teilungsbereitschaft erhöht; schnelleres Anwachsen der Kultur ist die Folge. Im Falle der *A. glacialis*, die ein Nährmedium mit der Salzkonzentration des Seewassers als Waschflüssigkeit erfordert, dürfen die Zellen nicht zu lange in den einzelnen Nährlösungstropfen verweilen, sonst tritt infolge der raschen Verdunstung eine Konzentrationszunahme und dadurch Plasmolyse der Zellen ein.

Aus dieser Methode der Zellisolierung resultieren Unialgalkulturen, die im allgemeinen noch Bakterien enthalten. Für die Kultur der beiden genannten *Asterionella*-Arten sind jedoch Bakterienverunreinigungen nicht störend, sondern eher wachstumsfördernd. Das gilt insbesondere für die *A. formosa*, deren von mir verwendetes Nährmedium keinerlei Vitamine oder organischen Bestandteile enthält.

Für die Kulturen eigneten sich bei *A. formosa* Petrischalen der Größe 60 × 20 mm mit 8 ml Nährlösung und 50 ml Erlenmeyer-Kölbchen mit 25 ml Nährlösung. In Petrischalen war die Durchlüftung besser sowie die Kontrolle der Kulturen sehr viel einfacher; jedoch hatten sie den Nachteil, daß man häufiger - alle 3 Wochen - weiterimpfen mußte. Bei Erlenmeyerkolben mit Watteverschluß genügte ein Übertragen im Abstand von 5 - 6 Wochen, größere Zeiträume bis zu 2 Monaten wurden von den Kulturen noch vertragen.

A. glacialis konnte auf Grund der stärkeren Verdunstung der Nährlösung bei Petrischalen nur in Erlenmeyerkölbchen gehalten werden. Ein Übertragen in neues Medium mußte alle 3 - 4 Wochen erfolgen.

Für die Kulturgefäße wurde in jedem Fall Jenaer Geräte-Glas G 20 verwendet, die Flaschen wurden in Detergentien (die keine Hautschutzstoffe enthalten dürfen!) gespült, mit Leitungswasser sehr ausgiebig nachgewaschen und anschließend 3mal in permutiertem Wasser gespült; nach dem Trocknen wurde bei 180°C heißluftsterilisiert, um Pilzinfektionen vorzubeugen.

Nährlösungen:

a) für *A. formosa*

Die verwendete Nährlösung (Tabelle 1) basiert auf der Nährlösung Nr. 10 nach Chu (1942), abgewandelt nach einem Rezept, das im Institut für Mikromorphologie Berlin entworfen (Geissler, im Druck) und von mir nochmals geringfügig verändert wurde. In diesem Medium wuchs die Art sehr gut über mehrere Jahre. Daneben überpüfte ich Nährmedien nach Rohde (1948) und nach Pringsheim (1954) auf ihre Eignung für die Kultur der *A. formosa.* Nach meinen Erfahrungen sind jedoch beide der modifizierten Chu-Lösung unterlegen.

Wegen des Fehlens von Vitamin- oder anderen organischen Zusätzen scheint eine bakterienfreie Kultur in der von mir benutzten Lösung schwierig zu sein; dagegen wird ein Pilzbefall in ihr weniger häufig sein, als in Medien mit Erdabkochung oder anderen organischen Stoffen. Als p_H-Wert ist ein Wert zwischen 7,6 und 8 günstig. Es ist aber zu betonen, daß der p_H-Wert eines Mediums dieser geringen Mineralkonzentration und ohne Pufferzusatz sehr

Tabelle 1

Nährlösung für *A. formosa*, nach Chu (1942) und Geissler (1970), verändert

Salz	Mol	Endkon. mg/l	SL mg/100ml	ml/l SL	Ion	Mol	mg/l
Titriplex III	0,14 mM	50,0	500,0	10	–	–	–
$Ca(NO_3)_2 \cdot 4H_2O$	0,3 mM	70,8	708,0	10	NO_3^-	0,6 mM	37,15
$K_2HPO_4 \cdot 3H_2O$	50 µM	11,4	114,0	10	PO_4^{3-}	50 µM	4,79
$MgSO_4 \cdot 7H_2O$	0,1 mM	24,6	246,0	10	Mg^{++}	0,1 mM	2,43
$Na_2SiO_3 \cdot 9H_2O$	0,2 mM	56,8	568,0	10	SiO_3	0,2 mM	15,22
NH_4VO_3	1,0 µM	0,12	1,2	10	VO_3^-	1,0 µM	0,1
$MnCl_2 \cdot 4H_2O$	0,09 µM	0,018	1,8	1	Mn^{++}	0,09µM	0,005
$FeSO_4 \cdot 7H_2O$	1,0 µM	0,278	27,8	1	Fe^{++}	1,0 µM	0,056
$+H_2SO_4$(16,5%)			+0,06ml				
H_3BO_3	39 µM	2,4	30,0		BO_3^{3-}	39 µM	2,3
$ZnSO_4 \cdot 7H_2O$	0,6 µM	0,176	2,2		Zn^{++}	0,6 µM	0,04
$CuSO_4 \cdot 5H_2O$	0,26 µM	0,064	0,8	8	Cu^{++}	0,26µM	0,0164
$(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4H_2O$	0.013µM	0,016	0,2		Mo	0,03 µM	0,0086

ad 100 ml n/200 H_2SO_4

in 930 ml A. bidest.

stark im Verlauf des Kulturwachstums schwankt (vgl. dazu Kain & Fogg, 1958). Der notierte p_H-Wert gibt nur den Zustand an, in dem die neueingebrachten Zellen sich besonders gut weiterteilen.

b) für *A. glacialis*

Für die Kultur dieser Art hatte sich die Nährlösung "A_K" nach Kain & Fogg (1958), besonders in Berücksichtigung ihrer Einfachheit, sehr gut bewährt. Die Zusammensetzung gibt die Tabelle 2 wieder. Als Basis für das Nährmedium diente kurz aufgekochtes und filtriertes Seewasser, das die Meeresstation Helgoland lieferte. Der im Orginalrezept vorgesehene Zusatz von Erdabkochung ist entbehrlich.

Die besten Ergebnisse erhielt ich mit einer Nährlösung vom p_H 8,0 - 8,5; p_H-Werte unter 7 scheinen ein Wachstum zu verhindern.

Zunehmende Konzentration des Mediums, wie sie in einem Klimaraum mit Luftumwälzung unvermeidlich ist, wurden von den Kulturen weitgehend vertragen. Bei einem regelmäßigen, 3-4wöchigen Übertragen in neue Nährlösung ist es nie zu einer Plasmolyse der Zelle gekommen.

Die Nährlösungen wurden in beiden Fällen 20 min bei 120°C (1 atü) autoklaviert. Obwohl keine bakterienfreien Kulturen angestrebt waren, hatte sich das Autoklavieren sowie das Heißluftsterilisieren der Gefäße bewährt: Zusätzlichen Infektionen mit anderen Bakterienstämmen als jenen im Kulturgleichgewicht befindlichen sowie Pilzinfektionen wurde auf diese Weise sicher vorgebeugt. Aus demselben Grund erwies sich beim Abfüllen der sterilisierten Nährlösung und beim Überimpfen aseptisches Arbeiten als angebracht.

Tabelle 2

Nährlösung für *A. glacialis*, nach Kain & Fogg (1958)

Salz	Mol	Endkon. mg/l	SL mg/100ml	ml/l SL	Ion	Mol	mg/l
KNO_3	2,0 mM	202,22	2022,2	10	NO_3^-	2,0 mM	124,00
$K_2HPO_4 \cdot 3\,H_2O$	0,2 mM	45,65	456,5	10	PO_4^{3-}	0,2 mM	18,995
$FeSO_4 \cdot 7\,H_2O$	10,0 µM	2,78	278,0	1	Fe^{2+}	10,0 µM	0,56
$+H_2SO_4$(16,5 %)			+0,06ml				
$MnCl_2 \cdot 4\,H_2O$	1,0 µM	0,198	19,8	1	Mn^{++}	1,0 µM	0,06
$Na_2SiO_3 \cdot 9\,H_2O$	20,0 µM	5,68	56,8	10	SiO_3	20,0 µM	1,52
Erdabkochung	—	20 ml/l					

ad 1 Liter Seewasser (filtriert)

Kulturbedingungen:

Beide Arten wuchsen bei einer Temperatur von 16 - 16,5°C. Dieser Wert war für meine Stämme von *A. formosa* optimal; für die Stämme von *A. glacialis* lag das Optimum etwas höher (ca. 20°C), jedoch wuchsen auch sie ausgezeichnet, wenn auch mit etwas geringerer Teilungsfrequenz.

Als Kulturraum stand ein auf 0,1°C konstanter Klimaschrank zur Verfügung. Als Beleuchtung diente ein Satz Leuchtstofflampen, der über den Kulturgefäßen angebracht war und aus je 4 Osram L 20 W/22 und Osram L 20 W/32 in abwechselnder Anordnung bestand. Die richtige Beleuchtungsstärke war mit der Veränderung der Entfernung von der Lichtquelle zu wählen. Der optimale Wert lag bei der höchsten von mir erzielbaren Beleuchtungsstärke von ca. 4400 Lux (gemessen auf der Standfläche der Kulturgefäße; der wirkliche Wert in der Kultur dürfte durch die Beschattung durch Glas und Wattestopfen etwas niedriger liegen).

Der Hell-Dunkel-Rhythmus basierte auf einem 24-Stunden-Tag mit einer Hellphase von 10 Stunden.

Variationsuntersuchungen an Freilandmaterial:

Bei der Art *A. formosa* erbrachten Variationsuntersuchungen an einer Population und an Proben desselben Standortes zu verschiedener Jahreszeit wertvolle Ergebnisse. Diese statistische Methode beschränkte sich auf diese eine Art, weil bei anderen *Asterionella*-Sippen entweder die Problemstellungen eine solche Behandlung erübrigten oder auch eine derartige Untersuchung mit signifikanten Aussagen infolge Materialmangels nicht möglich war.

Als Material standen Planktonproben aus dem Lake Michigan/USA zur Verfügung. Die Proben waren 14tägig entnommen und erstreckten sich über etwa 18 Monate. Die Messungen berücksichtigen nur lichtmikroskopische Merkmale und beziehen sich auf die Valvaransicht gereinigter Zellhälften. Die Meßdaten an den Theken sind: Schalenlänge, Breite in der Zellmitte, Fuß- und Kopfpoldurchmesser in transapikaler Richtung, Schalenbreite unmittelbar unter den Polerweiterungen und die Länge des Lotes auf dem Mittelpunkt des Fußpoldurchmessers bis zum apikalen Ende des Fußpols. Aus diesen Werten sind zwei mathematische Ausdrücke gebildet: Differenz 'Fußpoldurchmesser minus Schalenbreite dicht unter der Polerweiterung'; Quotient 'Fußpoldurchmesser/Lotlänge auf dem Fußpol'. Die Lage der Meßpunkte und die Erklärung der Meßwerte ist der Diskussion zu den Diagrammen 1 und 2 zu entnehmen.

Da nicht alle Publikationen der Diatomeenliteratur dieselben Begriffe bzw. die Begriffe in derselben Definition benutzen, ist eine Erläuterung einiger von mir für die Schalenmorphologie verwendeter Termini nötig.

Die Bezeichnungen für die Grundbestandteile, Achsen und Symmetrieebenen der Diatomeenzellwand sind von O. Müller (1895) übernommen und entsprechen den Begriffen der meisten moderneren Autoren (z. B. Hustedt, 1930 b). Weniger einheitlich gebrauchte Termini sind im folgenden kurz skizziert:

Als Schalenlänge sei bei *Asterionella* die größte Ausdehnung der Zelle in der Apikalachse bezeichnet. Sie ist in Valvar- und Gürtelbandansicht gleich, da in diesen beiden Ansichten die Schale lediglich um 90° um die Apikalachse gedreht vorliegt. Die kopfigen Erweiterungen an den Schalenenden (bei einigen Arten aber auch die *nicht verbreiterten* Zellenden) seien Fuß- bzw. Kopfpol genannt; unter dem Fußpol ist das Schalenende zu verstehen, an dem die Zellen zu einer Stern- oder richtiger Schraubenkolonie vereinigt sind; es ist dies bei allen *Asterionella*-Arten auch die Stelle mit der größten transapikalen Breite der Schale. Das entgegengesetzte Zellende wird als Kopfpol bezeichnet. Das Schalenmittelstück kann stäbchenförmig sein mit parallelen Rändern oder auch bauchig. Im letzteren Falle gilt als transapikale Breite der Zellmitte die transapikale Breite an der weitesten Stelle der Aufbauchung, auch wenn diese nicht genau am Punkt der halben apikalen Zellänge liegt. Als Breite dicht über dem Fuß- oder Kopfpol ist die Schalenbreite in transapikaler Richtung an der schmalsten Stelle der eingezogenen Schale bei abgeschnürten, kopfigen Enden zu verstehen. Bei nicht abgeschnürten, also allmählich in das Mittelteil übergehenden Enderweiterungen wird dieses Maß in der Mitte der an dieser Stelle konkaven Krümmung angelegt.

Die Erklärung der Begriffe für Schalenfeinstrukturen sind zu Beginn des Kapitels über die Elektronenmikroskopie der Schalen der *A. formosa* gegeben, soweit sie sich nicht aus den oben gegebenen Begriffsdefinitionen für lichtmikroskopische Zellstrukturen von selbst verstehen.

Elektronenmikroskopische Untersuchungen:

Diejenigen Schalenstrukturen, die in ihrer Feinheit das Auflösungsvermögen des Lichtmikroskops überschreiten, wurden an Hand von elektronenmikroskopischen Durchstrahlungsbildern erforscht. Da der Aussagewert solcher elektronenoptischer Bilder außerordentlich stark von der Art der Präparation der Objekte und von den gewählten Untersuchungsbedingungen im Mikroskop (z. B. Strahlspannung, Dauer der Bestrahlung, Fokussierung) abhängig ist, soll hier die Methodik eingehender beschrieben werden.

Präparation:

Das fixierte oder unfixierte Material wird gewaschen, bei kalkhaltigen oder formolfixierten Proben wenig verdünnte Salzsäure zugesetzt und erneut gewaschen. Das Waschen gestaltet sich so, daß das Material in einer Zentrifuge (ca. 3 - 5 min. bei 500 - 800 g) sedimentiert, in A. dest oder permutiertem Wasser suspendiert und erneut zentrifugiert wird. Bei sehr kalkhaltigem Material oder bei marinen Proben ist der Vorgang mehrmals zu wiederholen. Nach dem letzten, scharfen Dekantieren fügt man konzentrierte HNO_3 zu und kocht für 1 - 3 min.

Bei starker Verunreinigung mit organischem Material, z. B. Blattresten, Kleinkrebsen oder Dinoflagellaten, ist ein Kochen in H_2SO_4 (konz.) unter KNO_3-Zusatz vorzuziehen. Für die *A. glacialis* sowie zarte Kulturformen der *A. formosa* ist diese letztere Reinigungsmethode ungeeignet. Für extrem zarte Formen (wie auch für Proben mit sehr wenig Diatomeen) ist statt der Säurebehandlung eine Präparation mit 40%igem H_2O_2 angebracht.

Die noch sanftere Präparationsmethode nach Reimann (1959), der ein Verdauen des Zellinhalts mit Pankreatin vorschlägt, ist bei Fragilariaceen nicht immer geeignet, da die beiden Valven fast stets zusammenbleiben, was eine elektronenmikroskopische Untersuchung unmöglich macht.

Nach der Oxidation des Zellinhalts wird das Reagens auf das doppelte Volumen verdünnt und abzentrifugiert. Dabei ist längeres Zentrifugieren auf Grund der höheren Dichte der Säure nötig. Anschließend wird mindestens 5mal durch Zentrifugieren gewaschen. Bei Legepräparaten muß mindestens 8mal gewaschen werden unter Zusatz von etwas (neutral reagierendem) Detergens nach dem 4. Waschvorgang.

Für Proben mit sehr geringem Diatomeenanteil ist die Reinigungsmethode mit H_2O_2 anzuwenden, weil ein nur 2maliges Waschen ausreicht und deshalb weniger Material durch das Dekantieren verlorengeht.

Streupräparate:

Eine Suspension der gereinigten Schalen in destilliertem, staubfreiem Wasser wird mit einer sehr feinen Pipette, die man sich aus Glasrohr von 2 mm Durchmesser zieht, auf die Objektblenden aufgetropft. Als solche eignen sich in erster Linie Kupfernetzblenden mit 75 - 100 µm quadratischer Maschenweite, die nach der bei Ruthmann (1966) beschriebenen Methode mit Formvar befilmt werden. Die Blenden mit dem in ihrer Mitte stehenden Suspensionstropfen müssen staubfrei bei Zimmertemperatur trocknen.

Legepräparate:

Legepräparate wurden Streupräparaten grundsätzlich vorgezogen, sofern nicht die Zartheit der präparierten Schalen ein Aufnehmen und Übertragen auf die Objektblende unmöglich machte. Ist die Art in einer Probe nur sehr selten zu finden, sind Legepräparate überhaupt die einzige Möglichkeit, um mit sinnvollem Arbeitsaufwand zu Elektronenbildern zu kommen.

Das präparierte, sehr sauber gewaschene Material wird bei Zimmertemperatur an staubfreiem Ort auf einem fabrikneuen, mit destilliertem Wasser ausgiebig gespülten und trockengeriebenen Objektträger aufgetrocknet. Unter dem Mikromanipulator wird bei 130 - 250facher Vergrößerung (Objektiv mit weitem Arbeitsabstand; starkes Okular mit großem Gesichtsfeld) die ausgewählte Schale mit einem Assistenten des Mikromanipulators berührt. Als Assistent dient ein Glasfaden, dessen Durchmesser am Ende nicht viel größer sein darf als die transapikale Breite der zu legenden Zelle. Sofern es durch wiederholtes vorsichtiges Anstoßen gelingt, die Schale aus ihrer Haftung auf dem Objektträger zu lösen, bleibt sie beim Anheben des Assistenten an diesem kleben. Der Glasfaden mit der Diatomeenschale wird nun so weit angehoben, daß beide bei unveränderter Schärfeneinstellung des Mikroskopes defokussiert als zarter Schimmer noch sichtbar sind. Man fährt nun die auf demselben Objektträger liegende Netzblende ins Blickfeld, fokussiert das Mikroskop auf den Formvarfilm und senkt den Assistenten mit der Schale. Beim Berühren des Formvarfilms haftet die Schale fest. Nach vorsichtigem Anheben des Assistenten kontrolliert man die Lage des Objektes und haucht dann kurz über die Netzblende, wodurch beim Abtrocknen des aufgehauchten Wasserfilmes die Diatomeenschale fest auf dem Film fixiert wird. Es ist zweckmäßig, nur eine einzelne Schale in ein Maschenquadrat zu legen, jedoch können mehrere Felder im Zentrum einer Netzblende belegt werden. Auf diese Weise gelingt es auch, eine intakte, noch aus zwei Hälften bestehende Frustel mit dem Assistenten zu trennen, beide Valven auf eine Netzblende zu übertragen und so zusammengehörige Epi- und Hypovalven elektronenmikroskopisch zu untersuchen.

Für die Feinstrukturuntersuchungen an den *Asterionella*-Schalen stand mir für einen kleineren Teil der Arbeiten ein 'Siemens Elmiskop I', für einen anderen Teil das Gerät 'Siemens ÜM 100' (beide im Institut für Mikromorphologie der Max-Planck-Gesellschaft, Dir. Prof. Dr. J.-G. Helmcke) und für den größeren Teil meiner Untersuchungen das Elektronenmikroskop 'Siemens Elmiskop IA' (im Institut für Systematische Botanik der Freien Universität Berlin, Dir. Prof. Dr. J. Poelt) zur Verfügung.

Als Beschleunigungsspannungen wurden bei einem Teil der Aufnahmen 60 kV, für die Mehrzahl der Bilder 80 kV gewählt. Sofern der technische

Zustand des Gerätes 80 kV Strahlspannung erlaubte, wurde immer der höheren Spannung der Vorzug gegeben. Da Kieselsubstanz relativ opak für Elektronenstrahlen ist, gehen viele Einzelheiten in dickeren Partien der Schalen bei niedriger Beschleunigungsspannung verloren. Die dicken Valven der *A. ralfsii* erforderten für detailreiche Bilder sogar 100 kV Strahlspannung.

Als Vergrößerungsbereich bot sich die Spanne 1200 - 6000fach an; das sind Vergrößerungen, die sich an den Bereich der Lichtmikroskopie anschließen, teilweise auch noch mit dem Lichtmikroskop erzielt werden können, obwohl natürlich nur mit weit geringerer Auflösung und sehr schlechtem Kontrast. Nur in einzelnen Fällen, etwa wo es auf Porenstrukturen ankam, war es nötig, stärkere Vergrößerung - bis zu 20000 - oder 30000fach - zu erreichen.

Es ist zu betonen, daß das Elektronenbild, von der höheren Auflösung und dem außerordentlichen Kontrast, die auf der andersartigen Bildentstehung beim Elektronenbild beruhen, abgesehen, in allem dem lichtmikroskopischen Bild bei einem reinen Absorptionsbild - also bei voller Beleuchtungsapertur - entspricht. (Bei Beugungsbildern im Lichtmikroskop - also bei stark abgeblendetem Kondensor ebenso wie bei Defokussierung - kehren sich dagegen die Hell-Dunkel-Werte des Bildes um; eine Mikroskopiermethode, die bei Diatomeenschalen gerne angewandt wird.) Dies ist für eine Zuordnung der mit elektronenoptischer Methode erzielten Schalenansichten zu solchen, in der Literatur niedergelegten und mit dem Lichtmikroskop erhaltenen, außerordentlich bedeutsam.

Die Bilder, die die Feinstrukturabschnitte der Artbesprechungen illustrieren, stellen eine kleine Auswahl aus rund 900 elektronenmikroskopischen Aufnahmen von Frusteln von über 500 verschiedenen Individuen dar.

I. SÜSSWASSERARTEN

Asterionella formosa Hassall

Taxonomische Geschichte der Art

Asterionella formosa wurde als nomen nudum von Hassall (1850 a) in der Zeitschrift 'The Lancet', *1850* (Nr. 1 vom 23. Febr.): p. 231, erstmals veröffentlicht. Eine Beschreibung oder Diagnose der Art enthält die Arbeit nicht; die im Text angeführte Abbildung wurde, wie aus einer Anmerkung des Herausgebers auf p. 235 hervorgeht, nicht abgedruckt.

Wenige Wochen später als diese Publikation erschien der gleiche Aufsatz in ähnlichem Umfang unter dem Titel "Microscopic Examination of the Water Supplied to the Inhabitants of London and the Suburban Districts" als separat gedrucktes und verteiltes Pamphlet in London (Hassall, 1850 b). Wie vorher erscheint der Name der Art nur in dem Satz "The stelliform *Diatoma*, to which I have given the name *Asterionella formosa*, is very abundant in this water...", nun allerdings zusätzlich mit einer Abbildung von mehreren Sternkolonien der Art auf tb. 2 mit der Erwähnung des Namens in der zugehörigen Legende. Obwohl eine eigentliche Beschreibung fehlt, kann die diagnoseähnliche Bemerkung in Verbindung mit der recht guten Abbildung nach Art. 44 des 'Internat. Code der Bot. Nomenklatur' als gültige Veröffentlichung der *Asterionella formosa* angesehen werden. Die Gattung *Asterionella* war zu diesem Zeitpunkt monotypisch; nach Art. 42 des Code ist somit auch eine gültige Veröffentlichung der Gattung erfolgt.

W. Smith (1856) veröffentlichte in seiner 'Synopsis of British Diatomaceae' die *A. bleakeleyi* mit einer sehr knappen Beschreibung ohne Abbildung. Eine ergänzende Anmerkung bezeichnet die Art als der *A. formosa* sehr ähnlich, ihr Habitat jedoch im Unterschied zu dieser als marin. Ich habe das Typusmaterial der *A. bleakeleyi* im British Museum (Natural History) London, Präp. Nr. 24423, Collectio W. Smith, gesehen. Die Art ist darin nicht selten, sie entspricht in beiden Schalenansichten völlig einer *A. formosa*. Der Fundort 'Harwich' in der Nähe der Themsemündung weist zusätzlich darauf hin, daß es sich um eine mit dem Fluß an diese Stelle gelangte *A. formosa* handelt. *A. bleakeleyi* W. Sm. ist synonym zu *A. formosa* Hass.

Alle sonstigen Aufsammlungen der *A. bleakeleyi*, die ich gesehen habe, waren unzweifelhaft samt und sonders *A. formosa*-Zellen von marinen Lokalitäten; sie waren auch ausnahmslos in Estuarien oder in deren näheren Umgebung gesammelt. Es gibt nur wenige Hochseefunde von *A. bleakeleyi* (z. B. Castracane, 1886, als *A. gracillima*), die noch nachzuprüfen wären. Da

aber auch in diesen Fällen Süßwasserformen dorthin gelangt sein können, etwa durch Gletscherabschmelzung, bin ich überzeugt, daß *A. bleakeleyi* als eigene Art nicht existiert.

In den Rabenhorst-Exsiccaten (1861) verteilte Hantzsch unter der Nr. 1104 b eine Sippe mit dem Namen *Diatoma gracillimum*; beigegeben sind Schedae mit einer Beschreibung und einer lithographierten Abbildung der Art. Da aber bereits in Kützing (1849) eine *Diatoma gracillimum* Naegeli ex Kützing* veröffentlicht worden war, schuf Hantzsch mit dem Namen seiner Art ein jüngeres Homonym. Als Heiberg (1863) sie in die Gattung *Asterionella* überführte, wählte er bei der Umbenennung quasi ein völlig neues Epitheton (vgl. Art. 72 des Code der Bot. Nomenklatur); die Art ist exakt als *Asterionella gracillima* Heiberg zu zitieren. Wie im Abschnitt über die Variabilität der *A. formosa* noch eingehend besprochen werden soll, ist *A. gracillima* Heib., ebenso wie die von Heiberg gleichzeitig veröffentlichte *A. inflata*, identisch mit *A. formosa*.

Varietäten von *A. formosa*, die Grunow in Van Heurck (1880-85) zum Teil als Umkombinationen (*A. formosa* var. *gracillima* Grun. in V.H.; *A. formosa* var. *inflata* (Heib.) Grun. in V.H.), zum Teil als Neubeschreibungen (*A. formosa* var. *subtilis* Grun. in V.H.; *A. formosa* var. *subtilissima* Grun. in V.H.) veröffentlichte, sind sämtlich als getrennte Taxa nicht zu halten. Sie fallen in den Variationsbereich der *A. formosa*.

Ungerechtfertigt ist auch die von Van Heurck (1896) vorgenommene Umkombination der *Asterionella ralfsii* W. Smith zu einer Varietät der *A. formosa* var. *ralfsii* (W. Sm.) Van Heurck (1896).

Edwards (1897) beschrieb in einer Untersuchung über die Wasserreservoire Brooklyns eine *Asterionella flavor*. Obwohl kein Typusmaterial erhalten, die Beschreibung dürftig und die Abbildung schlecht ist, spricht auf Grund aller Umstände (z. B. Massenauftreten, typischer Fischgeruch, Fundort) vieles für die Identität dieser Art mit *A. formosa*.

In einer Abhandlung über Biologie und Vorkommen der *Asterionella* äußerten bereits Whipple & Jackson (1899) Zweifel an der Berechtigung einer Sippe var. *gracillima* und anderer Varietäten (im Sinne Van Heurcks), sie zogen aber keine taxonomischen Konsequenzen. Ähnliche Vermutungen sprach Bachmann (1908) aus; er kam in einer späteren Arbeit (Bachmann, 1911) zu der Entscheidung, *A. formosa* zu Gunsten von *A. gracillima*

* *Diatoma gracillimum* Naegeli ex Kützing wurde von Grunow in Van Heurck (1880-85) abgebildet mit dem Hinweis, daß sie *Asterionella formosa* sehr ähnlich sei. Andere Autoren stellen sie zur *Diatoma elongatum*. Das Originalmaterial von Naegeli (in der Coll. Grunow, Nr. 2501) läßt sehr zarte Querrippen auf den Schalen erkennen, die eine Einordnung in die Gattung *Diatoma* erfordern.

einzuziehen. Davon ist eine ganze Reihe weiterer Autoren der nächsten Zeit beeinflußt worden.

Die in der Folgezeit neu beschriebenen und der *A. formosa* sehr nahestehenden Taxa sollen hier, soweit sie noch im Abschnitt über die Variabilität der Art eingehender behandelt werden, unerwähnt bleiben. Der Ort und Zeitpunkt ihrer Veröffentlichung ist in der Liste der Synonyme zu *A. formosa* angeführt.

Einige Worte erfordern jedoch alle Formen* der *A. formosa*-Gruppe, die auf Grund von Schalenverkrümmungen als eigene Taxa angesehen worden sind. Es handelt sich dabei um *A. formosa* var. *acaroides* Lemmermann (1902), *A. gracillima* forma *curvata* Radzymowsky (1929-30), *A. formosa* var. *tatrica* Woloszyńska (1934), *A. gracillima* var. *acaroides* Leboime (1947), bzw. um die auf diesen basierenden Umkombinationen: *A. gracillima* var. *acaroides* (Lemmermann) Cleve-Euler (1953), *A. formosa* morpha *acaroides* (Lemmermann) Skabiĉevsy (1960), *A. gracillima* morpha *curvata* (Radzymowsky) Skabiĉevsky (1960). (Von den letztgenannten ist die Neukombination *A. gracillima* var. *acaroides* (Lemm.) Cl.-Euler nomenklatorisch illegitim, da die Autorin in Anbetracht der var. *acaroides* Leboime ein jüngeres Homonym schuf).

In diesen Formen dürften wohl durchweg Monstrositäten vorliegen: Sie treten meist zum Ende einer Massenentwicklung der Typusform auf (Lund, 1961), d. h. also zum Zeitpunkt des Zusammenbruchs eines definierten Nährstoffhabitats; die Schalen sind abnorm schwach verkieselt (siehe Feinstrukturteil), und nicht selten beobachtet man Kolonien, die sowohl gesunde, gerade Zellen als auch verkrümmte gleichzeitig aufweisen (Fig. 16, Heynig, 1965; durch eigene Untersuchungen bestätigt). Besonders auf Grund der letzten Tatsache vertrete ich die Meinung, daß derartige Formen mit gekrümmten Schalen als eigene Taxa nicht zu halten sind.

Weithin akzeptierte Umgrenzungen erhielten *A. formosa* und *A. gracillima* (eine fälschlich so genannte Form) von Hustedt, zuerst angedeutet in Abbildungen in Schmidt (1911) und dann genau ausgeführt in Hustedt (1930 a) bzw. - in gleichlautender Beschreibung - in Hustedt (1932). (Zur Auseinandersetzung damit siehe Variabilität der Art).

Mayer (1937) erkannte in einer Revision der *A. gracillima* erstmals die Diskrepanz zwischen der Heibergschen und der Hustedtschen Auffassung dieser Art. Er ließ als einziges Unterscheidungsmerkmal zwischen *A. formosa* und *A. gracillima* die Gestalt der Berührungsstelle der Zellen in der Kolonie

* Der Begriff Form steht in meinen Ausführungen nicht für 'forma', sondern soll vielmehr eine taxonomisch unbestimmte Gestaltengruppe umschreiben.

gelten. Da er sich bei der Beurteilung der *A. formosa* nur auf Abbildungen Heibergs stützen konnte, benannte er alle ihm bekannten Formen als *A. gracillima* und ließ *A. formosa* als eine ihm bisher nicht persönlich bekannte Art bestehen.

Die Unterscheidung der beiden Arten wird von mir in dem Abschnitt über die Variabilität näher untersucht. Eine Unterscheidung nach diesem Merkmal der abgeschrägten Fußpole in Gürtelbandansicht hat sich als unmöglich herausgestellt, da es außerordentlich variabel ist. Die Trennung zwischen *A. formosa* und *A. gracillima* im Sinne Mayers übernahm Cleve-Euler (1953). Der Umfang der *A. gracillima* ist dort ungerechtfertigt ausgeweitet, indem zwei so eindeutig getrennte Arten wie *A. ralfsii* W. Sm. und *Fragilaria zasuminensis* Cab. zusammengeworfen und als var. *ralfsii* neben so schlecht definierte Sippen wie var. *subtilis* und var. *inflata* gestellt werden.

Eine forma der *A. gracillima* erwähnte Rich (1933). Sie blieb aber unbenannt und gilt darum als nomenklatorisch nicht existent.

Von Bearbeitungen der Art in jüngster Zeit ist die von Patrick & Reimer (1966) in ihrer U.S. Diatomeenflora bemerkenswert. Es wird dort von *A. formosa* eine var. *gracillima* abgetrennt, die sich in der Valvaransicht von der Typusvarietät durch die etwas breitere und leicht ausgebauchte Schalenmitte sowie die im Durchmesser nur mäßig verschiedenen Schalenpole unterscheidet. Da sie zudem als Kaltwasserform bezeichnet ist, entspricht sie weitgehend der Winter-Frühjahrsform der *A. formosa*, wie sie aus den Variabilitätsuntersuchungen ersichtlich wurde (s. unten). Daß die Abtrennung dieser Form ebenso wie anderer nahestehender Formen revidiert werden muß, geht aus meinen nachstehenden Ausführungen hervor.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 1 - 19)

Valvaransicht:

Im Umriß schmal stabförmig und linear. Die Enden sind kopfig erweitert; der Fußpol (das Ende, das in der Kolonie den Kontakt mit den Nachbarzellen bildet) ist fast immer etwas breiter als der Kopfpol (das ist das in der Kolonie nach außen gerichtete Zellende). Die kopfigen Verbreiterungen der Schalenenden sind immer mehr oder weniger kreisförmig, manchmal auch leicht birnenförmig* oder - im anderen Extrem - in Richtung der Apikalachse ein wenig zusammengedrückt, und sie können mit einer schmalen, schwachen

* "Birnenförmig" bezieht sich hier und im folgenden nur auf die *Umrißgestalt* des Fußpols; die räumliche Gestalt des Fußpols ist flach zusammengedrückt und daher von einer Birne sehr verschieden.

Einschnürung von dem Schalenmittelteil abgesetzt sein. Das Mittelstück der Zelle verjüngt sich zum Kopfpol oder kann fast parallele Ränder besitzen; zuweilen ist die Mitte auch unterschiedlich stark angeschwollen (bauchig). (Fig. 1 - 7)

Die Transapikalstreifen sind sehr zart und dicht gestellt und meist nur bei schiefer Beleuchtung oder im Phasenkontrast sichtbar. Sie lassen eine schmale Pseudoraphe frei und sind wegen der starken Beugungssäume an den Schalenwölbungen auf den Polanschwellungen nicht zu verfolgen (Fig. 10, 12 - 13).

Auf dem Fußpol ist häufig ein Gallertporus sichtbar. Nicht selten, besonders bei leicht gekippten Schalenansichten, sind kleine Randdörnchen zu erkennen, die häufig etwas unregelmäßig stehen; ihre Frequenz ist oft 10 - 12 in 10 μm.

Gürtelbandansicht:

Im Umriß schmal linear, mit etwas erweiterten Enden, die gerade abgeschnittene bis leicht konvexe Stirnflächen aufweisen. Gelegentlich kann die Erweiterung der Enden bereits von der Zellmitte aus beginnen, so daß die Schalenränder konvex erscheinen. Der Fußpol ist in den meisten Fällen etwas stärker erweitert als der Kopfpol (Fig. 11).

Häufig sind Teilungsstadien zu finden, bei denen die innen gelegenen Tochterzellwände als kräftige und parallel zu den Schalenrändern laufende Mittellinie sichtbar sind (Fig. 17). Bei ungeteilten Zellen sind im allgemeinen die Grenzen zwischen Valvenmänteln und Gürtelbändern zumindest an den Zellenden zu sehen (Fig. 11).

Die Zellen sind mit den basalen Valvenecken zu Kolonien sternförmig-schraubiger Gestalt vereinigt (Fig. 8). Seltener treten zickzackförmige Verbände auf, dann aber meist nur als Zwischenglieder einer sonst sternförmigen Kolonie (Fig. 14). Die Kontaktstellen der Zellen innerhalb der Kolonie sind manchmal mehr oder weniger abgekantet, so daß die Schalen in einer kleinen Fläche aneinanderstoßen (Fig. 8). Um die Berührungsstelle ist eine kleine Menge Gallerte gelegt, die jedoch *nicht* eine Gallertinterkalare darstellt (wie z. B. von Hustedt, 1930, p. 31 beschrieben); vielmehr sitzen die Zellen mit den Valven unmittelbar aneinander, die Gallerte umgibt diese Kontaktstelle (s. auch Feinstrukturteil). Die Zellzahl einer Kolonie ist sehr variabel: Häufig sind die Zahlen 4 und 6 - 8, bei lebhafter Teilung findet man aber auch sehr hohe Zahlen von 30 und mehr Zellen in einer Schraube mit sehr kleinem Krümmungsradius und engen Gängen (Fig. 9).

Die Chromatophoren liegen als lappige Gebilde unregelmäßig den Valven an und reichen um etwa den halben Zellumfang herum. Ihre Zahl beträgt oft 4 (-8) pro Zelle. In der Zellmitte erkennt man eine hyaline Stelle, die den Kern andeutet (Fig. 8).

Symmetrieverhältnisse:

Die Apikalachse ist im Prinzip gerade (zuweilen treten aber abnorme Formen mit gebogener Apikalachse auf) und heteropol. Im Grenzfall kann die Apikalachse auch (morphologisch) isopol sein; dann weist aber meist noch die Sternform der Kolonie auf eine "physiologische" Heteropolarität der Achse hin. Transapikalachse und Pervalvarachse sind isopol und gerade.

Die Schalen sind zur Transapikalebene asymmetrisch (bis manchmal symmetrisch), zur Valvarebene consimil, zur Apikalebene symmetrisch.

Zellmaße:

Schalenlänge: (30-) 40 - 80 (-160) µm

Fußpoldurchmesser (transapikal): 3 - 12 µm

Breite in der Schalenmitte (transap.): 1,3 - 6 µm

Kopfpoldurchmesser (transapikal): 1,5 - 4 µm

Pervalvare Zellhöhe: sehr variabel *

Transapikalstreifenfrequenz: 24 - 28 in 10 µm

Randdörnchenfrequenz (falls sichtbar): 10 - 12 in 10 µm

Variabilität lichtmikroskopischer Merkmale

Variationsbreite der Schalenmerkmale in der Literatur:

Die erste Abbildung einer *Asterionella formosa* bei Hassall (1850 b) zeigt eine Gürtelbandansicht der Art in einer Sternkolonie. Die Zellen sind deutlich heteropol gezeichnet und daran sowie an der typischen Kolonieform von ähnlichen Diatomeenformen sicher zu unterscheiden. Leider fehlt eine Valvaransicht, die allein für eine unzweifelhafte Kennzeichnung brauchbar wäre. Eine 1860 von West wiedergegebene Valvaransicht einer *Asterionella* aus der weiteren Umgebung der Typuslokalität ist nur eine schematische Umrißskizze, die keine näheren Schlüsse auf die Schalengestalt zuläßt.

* Die pervalvare Ausdehnung der Diatomeenzelle ist vom Teilungszustand der Zelle abhängig und sehr variabel; pervalvare Maße sind deshalb für taxonomische Zwecke nur von begrenztem Wert.

Heiberg (1863) erkannte entsprechend der Zeichnung Hassalls in der *A. formosa* eine Art mit gürtelbandseitig stark heteropolen Zellen, die sich in der Kolonie mit flächig abgekanteten Fußpolen berühren. Eine Gestaltsform, die er in Dänemark gefunden hatte und die dieser Vorstellung in der Gürtelbandansicht entspricht, stellte er in einer Zeichnung auch in der Valvaransicht dar: Eine Schale mit großem, birnenförmigem Fußpol, der nicht abgeschnürt ist, und einem sehr viel kleineren, kugeligen Kopfpol. Dieser *A. formosa* stellte er eine Form gegenüber, die von Hantzsch als *Diatoma gracillima* in den Rabenhorst-Exsiccaten (1861, Jahr der Decaden 11 - 12) veröffentlicht worden war: *Asterionella gracillima*, die von der Typusart durch weniger unterschiedliche Poldurchmesser abweicht, wobei Fuß- wie Kopfpol etwas in Richtung der Längsachse zusammengedrückt und vom Schalenmittelteil durch deutliche Einschnürungen abgesetzt sind. Die Kolonien bestehen aus Zellen, die mit spitzen (nicht abgekanteten) Fußpolecken aneinanderstoßen und neben Sternkolonien auch Zickzackverbände bilden. Die dritte von Heiberg beschriebene Art *Asterionella inflata* ist, obwohl sie sich durch das aufgebauchte Mittelteil von den beiden anderen *Asterionellen* gut abhebt, eine Zwischenform zwischen *A. formosa* und *A. gracillima* sensu Heiberg. Sie vereint nämlich die spitzen Ecken am Fußpol (in der Gürtelbandansicht) der einen mit den im Durchmesser erheblich verschiedenen, nicht abgeschnürten und in der Längsachse nicht zusammengedrückten Schalenenden (in Valvaransicht) der anderen Art. Alle Zeichnungen Heibergs sind außerordentlich exakt ausgeführt und lassen keinen Zweifel daran, daß die Gestalt der *Asterionella*-Schalen in den drei Aufsammlungen genau festgehalten worden ist. Die drei Arten Heibergs stammen aus verschiedenen Proben; für die *A. gracillima* ist angegeben, daß sie im Winter gesammelt wurde (ebenso wie das Typusmaterial von Hantzsch). Das ist bedeutsam im Hinblick auf meine eigenen Beobachtungen an *A. formosa* (s. unten).

Neben den Gestaltsformen des oben skizzierten *A. formosa*-Komplexes, wie sie Heiberg konkretisierte, erscheint in der Literatur eine weitere Variante: Sie unterscheidet sich von den übrigen durch die gleichstark erweiterten Schalenenden in der Valvaransicht. Skizziert wurde sie erstmals von Hantzsch in einer den Rabenhorst-Exsiccaten (1861) beigelegten Zeichnung. Vermutlich hatte Hantzsch in der Annahme, eine *Diatoma* vor sich zu haben, den Unterschieden in den Fuß- und Kopfpolbreiten keinen Wert beigemessen (zumal eine Reihe von Exemplaren in seiner Aufsammlung tatsächlich nur eine geringe Differenz in den Poldurchmessern aufweisen). Hustedt (1911 in Schmidt, 1874-1959; 1930 a; 1932) hat diese Gestaltsform im Widerspruch zu Heibergs Beschreibung als *A. gracillima* Heiberg aufgefaßt und immer mit in Valvaransicht gleichgroßen Fuß- und Kopfpolen abgebildet. Derartige

Gestaltsformen mit genau gleichgroßen Endanschwellungen wie die *A. gracillima* sensu Hustedt tauchen in der Literatur noch zweimal auf: *A. subtilissima* Meister (1913) aus Japan und *A. zigzagostellata* Elenkin (1914) aus Kamtschatka; bei der letzteren wird noch besonderes Gewicht auf die Zickzackgestalt der Kolonie gelegt. Eine solche Kolonieform (die ja bereits Heiberg an seiner *A. gracillima* aufgefallen war) zeigt aber auch die eben erwähnte *A. subtilissima* Meister sowie andere *Asterionella*-Formen, die z. T. nur auf Grund der Kolonieform abgespalten wurden, wie *A. gracillima* var. *tabellarioides* Sprenger (1925) und *A. gracillima* var. *genuina* forma *tabellarioides* Cleve-Euler (1953).

Als sehr variabel bezeichneten fast alle Autoren die Zellänge ihrer *Asterionella*-Formen. So gab bereits Heiberg als Grenzwert seiner 3 Arten 35 - 90 µm Schalenlänge an. Trotzdem entschloß sich Lozeron (1902), von *A. gracillima* 3 Varietäten zu unterscheiden, basierend auf den 3 Maxima in Längenverteilungskurven mehrerer Populationen aus dem Zürichsee.

Auch bei Grunow spielt die Zellänge - neben der Zartheit der Schalen - eine entscheidende Rolle bei der Abtrennung der *A. formosa* var. *subtilissima* Grunow (in van Heurck, 1880-85). Dagegen ist nicht ganz klar, was Grunow (in van Heurck, 1880-85) bewogen haben mag, eine *A. formosa* var. *subtilis* von der Typusvarietät abzugliedern: Die abgebildete Zelle weicht von der *A. formosa* var. *formosa* nur durch eine etwas schlankere Gestalt in beiden Schalenansichten ab.

Aus der Vielzahl von Beschreibungen und Abbildungen in der Literatur zur *Asterionella formosa*-Gruppe sind drei Gestaltstypen noch am besten faßbar. Sie stellen offensichtlich die mehr augenfälligen Extremausbildungen in dem Komplex dar und alle übrigen Gestaltsformen sind entweder einem der drei Schalentypen anzuschließen oder als Zwischenform einzuordnen. Sie können etwa wie folgt umrissen werden:

Typ A: Valvaransicht mit großem, birnenförmigem Fußpol, der nicht vom Schalenmittelteil abgesetzt oder abgeschnürt ist; Kopfpol klein und rundlich-kreisförmig. Gürtelbandansicht mit abgekanteten Fußpolecken; Zellen innerhalb der Kolonie mit kleinen Flächen am Fußpol aneinanderschließend; Kolonie immer in Schrauben-(Stern-)form; (Fig. 1 - 3); (z.B. *A. formosa* sensu Heiberg).

Typ B: Valvaransicht mit gleichgroßem Fuß- wie Kopfpol, beide rundlich oder etwas birnenförmig, selten abgeschnürt. Gürtelbandansicht mit spitzen Fußpolecken; Zellen daher in der Kolonie mit nicht abgeflachten Kanten aneinanderstoßend; Kolonien teils schrauben-, teils zickzackförmig (bei *A. zigzagostellata* nur zickzackförmig); (Fig. 5); (z. B. *A. gracillima* sensu Hustedt; *A. zigzagostellata* Elenkin; *A. subtilissima* Meister).

Typ C : Valvaransicht mit im Durchmesser angenäherten Polen, beide in der Apikalachse etwas zusammengedrückt und vom Schalenmittelteil abgeschnürt. Gürtelbandansicht mit spitzen Fußpolecken; Zellen in der Kolonie mit spitzen Kanten aneinanderstoßend; Kolonien von schraubiger, gelegentlich auch zickzackförmiger Gestalt; (Fig. 7); (z. B. *A. gracillima* sensu Heiberg).

Aufgabe eigener Beobachtungen an Freilandmaterial sowie an Kulturen war es nun, zum einen festzustellen, inwieweit die drei Schalenformen als isolierte Merkmalskombinationen (d.h. als "gute" Taxa) anzusehen sind, zum anderen galt es, überhaupt einmal eine Form in der Klonkultur auf ihre Potenz zur Merkmalsveränderung zu untersuchen.

Variationsbreite der Schalenmerkmale nach eigenen Beobachtungen:

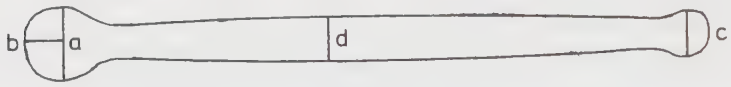
Typusmaterial der *A. formosa* Hassall oder Originalmaterial der *A. formosa* von Heiberg war nicht aufzufinden. Von der *A. gracillima* existiert Isotypusmaterial in den Rabenhorst-Exsiccaten, jedoch nur in winzigen Mengen und ungereinigt, so daß nur vereinzelte Schalen in Valvaransicht zur Verfügung standen. Um die taxonomische Relevanz der diagnostischen Merkmale prüfen zu können, war ich also fast ausschließlich auf neuere Funde der verschiedenen *A. formosa*-Gestaltstypen angewiesen.

Zuerst seien die Merkmale "Fuß- und Kopfpol in Valvaransicht sehr unterschiedlich groß" bzw. "Fuß- und Kopfpol von gleichem Durchmesser", vertreten in den Formen A und B, Gegenstand der Betrachtung.

Eine Aufsammlung von *Asterionella*, die in merklichen Mengen Schalen beider Formen enthielt, fand sich in einer Planktonprobe aus dem Lake Michigan/U.S.A. (Evanstown) vom 16. 4. 1938. Von 100 Zellen (= n_o) habe ich die transapikalen Durchmesser beider Schalenpole gemessen und deren Differenz in Klassen von 0,5 µm Klassenbreite mit ihrer relativen Häufigkeit n/n_o im Diagramm 1 aufgetragen. Darin besagt eine Polbreitendifferenz von 0, daß Fuß- und Kopfpol einer Schale von genau gleicher Breite sind; eine große Polbreitendifferenz drückt aus, daß der Fußpol sehr viel stärker erweitert ist als der Kopfpol. Die Meßwerte ordnen sich zu einem Häufigkeitspolygon mit einem Dichtewert ("mode") von 1,4 µm Polbreitendifferenz (d. i. die Differenz der Poldurchmesser der meisten Zellen) und mit einer Variationsbreite dieser Polbreitendifferenz von 0 bis 3,0 µm. Die eingipfelige Verteilungskurve zeigt, daß das *Asterionella*-Material einheitlich war und sie zeigt somit, daß die Unterscheidung einer besonderen taxonomischen Einheit mit gleichgroßen Schalenpolen von einer solchen mit verschieden breiten Endanschwellungen - wenigstens für die Population aus dem Lake Michigan -

nicht zu halten ist.* Wie ich beim Vergleich zahlreicher *A. formosa*-Aufsammlungen feststellen konnte, ist diese Probe für alle mir bekannten nordamerikanischen und (mit einigen Einschränkungen in anderer Beziehung) auch für praktisch alle mir bekannten europäischen *Asterionella*-Funde repräsentativ. Die Abtrennung der Form B mit gleichmäßig stark erweiterten Schalenenden, z. B. die *A. gracillima* sensu Hustedt, muß also aufgegeben werden.

Etwas schwieriger gestaltet sich die Beurteilung der Form C. Sie ist in der *A. gracillima* sensu Heiberg beschrieben und zeichnet sich durch die in Apikalrichtung zusammengedrückten und abgeschnürten Schalenenden sowie durch die geringe Differenz von Fuß- und Kopfpoldurchmesser aus (Valvaransicht). Es wurden wieder 100 Zellen (= n_o) einer Population aus dem Lake Michigan/U.S.A. (Evanstown) vom 16. 4. 1938 (nach subjektiver Beurteilung eine Probe, die Schalen dieser Form und der Form A enthielt) ausgemessen und zwar folgende Größen:



Größte transapikale Breite des Fußpols (a); Strecke vom basalen Zellapex bis zum größten transapikalen Durchmesser des Fußpols (b); größte transapikale Breite des Kopfpols (c); transapikale Schalenbreite in der Zellmitte (d).

Ein mathematisches Verhältnis aus den Werten (a) und (b), der "Fußpolquotient" a/b, drückt in simplifizierender Weise die Gestalt des Fußpols aus: Bei länglich-birnenförmiger Gestalt ist der Quotient klein; bei quer-ovaler, also in der Schalenlängsachse zusammengedrückter Gestalt, ist a/b groß; der Wert a/b = 2 bedeutet, daß der Fußpol am Zellende halbkreisförmigen Umriß hat.

Die Differenz (a minus c) ("Polbreitendifferenz") ist ein Maß für die Unterschiedlichkeit der Fuß- und Kopfpolverbreiterung: Für (a minus c) = 0 μm

* Für Begriffe der Statistik ist eine Grundgesamtheit n_o = 100 an gemessenen Zellen sehr niedrig. Sie erklärt sich aus der Schwierigkeit, in einem Glühpräparat eine genügende Anzahl von Schalen in Valvaransicht aufzufinden. Sie ist jedoch statistisch zu rechtfertigen, da im wesentlichen nur zu zeigen war, daß die Klasse mit der Polbreitendifferenz 0 innerhalb der Variationsbreite einer einheitlichen Grundgesamtheit liegt. Das Vorliegen *einheitlichen* Materials ist insofern ebenfalls gesichert, als für die statistisch-taxonomische Unterscheidung von Arten bzw. Varietäten in einer Probe nach einzelnen Merkmalen nur eine zweigipfelige Verteilung brauchbar wäre, bei der zwischen den beiden Verteilungskurven mindestens eine Klasse der Häufigkeit 0 auftritt. Eine derartige, zweiteilige Verteilungskurve würde sich dann aber bereits bei niedriger Grundgesamtheit andeuten.

erhält man zwei genau gleichgroße Schalenenden; größere Werte von (a minus c) hingegen beschreiben eine Schale mit stark erweitertem Fußpol bei gleichzeitig sehr kleinem Kopfpol.

Die Stärke der Abschnürung des Fußpols war nicht exakt zu erfassen, doch korreliert sie augenscheinlich gut mit der Umrißgestalt des Fußpols, die durch a/b umschrieben wird. Ein stark birnenförmiger Fußpol wird also auch nie abgeschnürt sein, während ein stark linsenförmig zusammengedrückter Fußpol (a/b groß) immer deutlich vom Schalenmittelteil abgeschnürt ist.

Man erhält so von jeder Schale drei Meßgrößen, Fußpolquotient, Polbreitendifferenz und Schalenbreite, deren Werte in einem Scatter-Diagramm (Diagr. 2 a) angeordnet sind. Darin ist jedes Individuum durch einen Punkt vertreten: Zwei Meßwerte sind der Lage im Koordinatennetz, der dritte Wert der Gestalt des Punktes zu entnehmen. Alle Werte wurden in Größen*klassen* aufgetragen und innerhalb des Klassenfeldes entsprechend der Häufigkeit *gleichmäßig* verteilt; ein einzelner Wert in einem Klassenquadrat wurde ins Zentrum gesetzt. Die Punktzeichen für den 3. Parameter sind in jeder Klasse zufällig angeordnet. Zur leichteren Erkennbarkeit von Zusammenhängen ist das Diagramm ein zweites Mal mit veränderter Anordnung der Parameter gezeichnet worden (Diagr. 3a).

Aus dem Diagramm 2 a läßt sich ersehen, daß, wie schon oben in anderem Zusammenhang beschrieben, die Schalen alle Polbreitendifferenzen von 0 bis 3,0 aufweisen, am häufigsten etwa 1,5 µm. Man erkennt auch, daß das Maximum der Zellen einen leicht zusammengedrückten Fußpol besitzt (a/b um 2,5) und daß daneben Schalen mit rundlichem (a/b = 2,0), aber auch solche mit sehr stark zusammengedrückt-linsenförmigem Fußpol (a/b = 4,0 - 4,5) auftreten. Das entsprechende Diagramm derselben Population mit der Schalenbreite als Ordinate (3 a) deutet zudem noch eine Korrelation zwischen dieser Breite in der Zellmitte und der Differenz der Poldurchmesser an: Schalen mit nicht oder nur gering unterschiedlichen Endanschwellungen weisen eine größere Schalenbreite auf als solche mit sehr unterschiedlichen Schalenenden.

Einige Individuen mit stark linsenförmigem Fußpol im Diagramm 2 a scheinen isoliert von den anderen zu stehen. Um das näher zu untersuchen, wurden andere, zu anderen Zeitpunkten entnommene Proben desselben Fundortes betrachtet. Dabei ergab sich überraschenderweise, daß alle drei hier diskutierten Schalenmeßgrößen eine gleitende zeitliche Veränderung zeigten. Die Proben vom April und vom November illustrieren dies besonders gut, indem sie nämlich die Extremwerte dieser Verschiebung darstellen. Die entsprechenden Meßwerte an 100 Zellen aus der Probe vom Herbst sind den Frühjahrswerten in Scatter-Diagrammen gegenübergestellt (Diagr. 2 b und

Diagr. 3 b). Ein Vergleich der Werte für den Fußpolquotienten machte deutlich, daß im Herbst merklich weniger Schalen mit zusammengedrücktem Fußpol (mit großem a/b) vorhanden sind, daß dafür aber mehr Zellen mit rundlichem oder sogar länglichem Fußpol (a/b = 2,0 bis 1,5) vorkommen.

Die im Herbst in der Größenklasse 3,5 vorhandenen vier Individuen lassen vermuten, daß die im Frühjahrsdiagramm auffällige Nichtbesetzung derselben Klasse eine statistische Zufälligkeit war. Damit verliert auch die Isoliertheit einer Gruppe mit extrem großem Fußpolquotienten im Frühjahr ihre Signifikanz.

Die Polbreitendifferenz hat sich im Herbst sehr deutlich zu höheren Werten verschoben (Diagr. 3 a/b). Wie aus einem Vergleich der Schwärzung der Punkte in den Diagrammen 2 a/b, noch besser aber aus ihrer Anordnung in den Diagrammen 3 a/b ersichtlich ist, sind die Schalenbreiten im Herbst allgemein geringer als im Frühjahr.

Nun entsprechen aber Schalen mit großer Breitendifferenz zwischen Fuß- und Kopfpol, mit geringer Breite in der Schalenmitte und rundlich-birnenförmigem Fußpol dem Typ A, Schalen mit geringer Polbreitendifferenz, mit weiter Schalenmitte und mit linsenförmig zusammengedrücktem Fußpol dem Typ C: Die beiden Schalentypen erweisen sich im Material des Lake Michigan als Frühjahrs- bzw. Herbstform.

Zusammenfassend ist zu bemerken, daß sich in diesem Material die Formen mit den Schalentypen A und C als bloße Grenzformen einheitlicher Populationen darstellen; die Diagramme verdeutlichen die gleitenden Übergänge zwischen ihnen sehr gut. Zusätzlich zeigen sich Saisonveränderungen in der Schalengestalt, die das *Asterionella*-Material im Winter-Frühjahr mehr den Charakter des Typs C, im Sommer-Herbst mehr des Typs A annehmen lassen. Die Stetigkeit im Übergang der einen Form zur anderen, die sich ja schon innerhalb einer Population offenbart, ist in der zeitlichen Veränderung noch unterstrichen. Die Entscheidung, ob ein Saisondimorphismus einer Art oder die Existenz zweier getrennter Taxa mit zeitlich getrennten Hauptverbreitungen vorliegen, ist nach meiner Meinung eindeutig zu treffen: Die Unterscheidung zweier Arten ist in diesem Fall ganz ausgeschlossen. Ich muß - zumal wenn die Ergebnisse der Kulturversuche berücksichtigt werden - auch ablehnen, die beiden Formen als Sippen überhaupt zu trennen.

Das beschriebene Verhalten der *Asterionella formosa* im Lake Michigan dürfte für die meisten nordamerikanischen Vorkommen der Art gültig sein. Einen ganz ähnlichen Dimorphismus der *A. formosa* konnte ich z. B. in Proben aus dem Potomac/U.S.A. von 1958 (Präparate von 'river surveys' der A.N.S.P.) beobachten. Die meisten Aufsammlungen, die ich von nordameri-

kanischen Fundorten gesehen habe, enthielten die Schalenformen, die nach den jeweiligen Sammelzeitpunkten zu erwarten waren. Einige Ausnahmen sind aber bemerkenswert: Proben aus kalten Gewässern wiesen auch im Sommer oder Herbst vorwiegend Formen des Typs C auf. Entsprechend fanden sich im Sommer, nach der Ausbildung der Temperaturschichtung, im Lake Michigan in der Tiefe in erster Linie Formen des Typs C, während gleichzeitig im Epilimnion Zellen mit größerer Tendenz zum Typ A auftraten (Proben vom 23. Juni 1963 von E. Stoermer).*

Es stellt sich hier nun die Frage nach einer Erklärung des Saisondimorphismus. Einige Beobachtungen weisen darauf hin, daß die unterschiedlichen Schalentypen aus ungleichen Wassertemperaturen (bzw. -dichten) zu verschiedenen Jahreszeiten resultieren könnten. Das würde die Form C als eine Kaltwasserform, die Form A als eine Warmwasserform erklären. Natürlich ist aber auch ein einjähriger Entwicklungszyklus zu erwägen. Ich konnte leider keine Auxosporenbildung beobachten; es ist im Rahmen dieser Arbeit auch nicht Platz, auf Hypothesen zu einer Formveränderung der *A. formosa* einzugehen. Ich will hier nur kurz andeuten, daß die Gestaltsveränderung einer Zelle des Typs A zu einer des Typs C auf Grund von Proportionsänderungen bei der Teilung infolge der spangenartig-offenen und überlappenden Gürtelbänder (s. Feinstrukturteil) durchaus denkbar wäre.

Die Verallgemeinerung der an nordamerikanischen Aufsammlungen gewonnenen Erkenntnisse auf anderes, insbesondere europäisches *Asterionella*-Material war nicht ganz einfach, da mir keine Probenserie von einem Standort über einen größeren Zeitbereich zur Verfügung stand. Im Plankton Berliner Gewässer, das ich selbst in 14-tägigem Abstand entnahm, erhielt ich keine wirklich eindeutigen Sommer-Herbstformen. Allerdings verschwand in beiden Beobachtungsjahren *Asterionella formosa* im Sommer vollständig aus dem Plankton und trat nur sehr vereinzelt wieder bei Beginn der kalten Witterung im November (nun schon als Winter-Frühjahrsform) auf. Ältere *Asterionella*-Proben waren meist während des Frühjahrsmaximums gesammelt und enthielten dementsprechend vorwiegend die Form C. Die Alpenseen scheinen - wie die alpinen Seen Nordamerikas - fast nur die Winter-Frühjahrsform hervorzubringen. Proben, die reichlich Schalen der Form A enthielten, stammten aus Ringsjön/Schweden und aus Nieuwkoop-Noorden/Niederlande; sie waren beide im Herbst entnommen. Bemerkenswert ist in diesem Zusammenhang, daß auch das Originalmaterial der *A. gracillima* von

* Ruttner (1932) beschreibt für den Lunzer See ebenfalls epi- und hypolimnische *Asterionella*-Formen, die er sogar zu den Varietäten *epilimnica* und *hypolimnica* erhebt. Ich habe das Material leider nicht gesehen. Hustedt ordnete beide Formen der *A. formosa* zu; das läßt aber durchaus die Möglichkeit offen, daß die beiden Varietäten mit den Formen A bzw. C identisch sein könnten, da seine Auffassung der *A. formosa* beide Schalentypen umfaßt.

Heiberg und das Typusmaterial der *Diatoma gracillimum* von Hantzsch im Winter gesammelt wurden.

Für einen Saisondimorphismus der europäischen *A. formosa* lassen sich also keine sicheren Beweise finden. Aber in fast allen von mir untersuchten Aufsammlungen der Art konnte ich die Schalentypen A, B und C nebeneinander und mit Zwischenformen beobachten, wenn auch in sehr unterschiedlichen Anteilen. Es sei betont, daß weder die Winter-Frühjahrsform noch die Sommer-Herbstform der amerikanischen Fundorte von den entsprechenden europäischen Formen zu unterscheiden sind. Dies gilt auch für die Feinstrukturmerkmale.

Vor einer abschließenden Beurteilung der *A. formosa*-Variabilität soll noch auf die Veränderlichkeit der Art in der Kultur eingegangen werden.

Variationsbreite der Schalenmerkmale im Kulturversuch:

Die Klonkulturen der *A. formosa* gehen auf einen Zelltyp zurück, der als Zwischenform der Schalentypen A und C bezeichnet werden könnte: Fuß- und Kopfpoldurchmesser sind stark unterschiedlich und die beiden Schalenenden in ihrer Gestalt ein wenig zusammengedrückt; das Fußende war nicht deutlich abgeschnürt, sondern nur leicht abgesetzt. Das Ausgangsmaterial der Kulturen entstammt einer Planktonprobe aus dem Glienicker See bei Berlin vom 26. März 1966.

Ich beobachtete mehrere Klone über ungefähr drei Jahre. Im Verlauf dieser Zeit veränderte sich sehr auffällig die Schalenlänge. Vom Klon A 19-1 wurde in größeren, zeitlichen Abständen die Länge von jeweils 200 Schalen gemessen und in Größenklassen von 0,9 µm mit ihrer relativen Häufigkeit in einem Diagramm (Diagr. 4) aufgetragen.

Eine Eigenart der erhaltenen Resultate ist die weitgehende Trennung der einzelnen Verteilungskurven voneinander. Sie widerspricht den sonst beim Kleinerwerden von Diatomeen (nach der MacDonald-Pfitzerschen Regel) bekannten Erfahrungen, wonach zwar das Verteilungsmaximum zu kleineren Zellängen herunterwandert, die Ausgangszellängen aber immer in der Variationsbreite jeder Stichprobe liegen müssen. Die Erklärung dafür ist in der Art der Übertragung der Kulturen in neues Nährmedium zu suchen, das mit der Impföse geschah. Dabei werden immer nur wenige Individuen überführt, die selbstverständlich nach statistischer Wahrscheinlichkeit vorwiegend den umfangreichsten Längenklassen angehören. Da zahlreiche Übertragungen zwischen den halbjährlichen Stichprobenentnahmen lagen, wurden also die jeweils extremsten Längen eliminiert. Für eine qualitative Beurteilung der Vorgänge ist dies aber ohne Bedeutung.

Die Dichtewerte ("mode") der Stichproben sind in einem zweiten Diagramm (Diagr. 5) gegen die Kulturzeit aufgetragen. Man erkennt, daß die Schalenlänge des Klons stetig und exponential (?) abgenommen hat, und zwar bis zu Werten, die im Durchschnitt etwa ein Drittel (im Extrem sogar nur ein Sechstel) der Ausgangszellänge betragen.

Wiederholt wurden zu Anfang der Kultur auch sprunghafte Verkleinerungen von Zellen beobachtet (Fig. 18 - 19). Sie entstehen dadurch, daß die Tochterzellen bei der Teilung nur noch ein Drittel der Zellänge der Mutterzelle erreichen, wobei die Schalen der Tochterzellen innerhalb der Mutterschalen, und zwar im basalen Teil angelegt werden. Es scheinen mehrere Zellen einer Kolonie gleichzeitig solche Zwergformbildung vorzunehmen. Die Länge der Zwergformen entspricht etwa der Minimallänge, die die Klonkultur nach zwei Jahren durch kontinuierliche Verkürzung im Durchschnitt erreicht hat. Über ähnliche Zwergformen berichtete Nipkow (1927) auch aus Freilandmaterial der Art.

Derartige sprunghafte Zellgrößenänderungen scheinen mir eine Reaktion der Zelle auf abnorme ökologische Verhältnisse zu sein; sie sind von einer Verkleinerung der Schalen durch normale Teilungsvorgänge nach der MacDonald-Pfitzerschen Regel zu unterscheiden. Von Stosch (1967 a) berichtete von einer künstlichen Auslösung solcher sprunghaften Zellverkleinerung durch SiO_2-Mangel oder Zerschneiden von Bandkolonien, um schneller die Stadien zu erhalten, die zu einer sexuellen Reproduktion in der Lage sind. Da bei *A. formosa* bisher keine sexuelle Fortpflanzung gefunden wurde, ist die Bedeutung der Zwergformen noch unklar.

Die starke Variabilität der Schalenlänge ist nicht nur ein Produkt künstlicher Kulturbedingungen, wie der Vergleich mit einer natürlichen *Asterionella*-Population zeigen soll: Im Diagramm 6 sind die Längenverteilungen der Zellen aus den schon wiederholt erwähnten Frühjahrs- und Herbstplanktonproben aus dem Lake Michigan graphisch dargestellt. Sie beweisen, daß auch unter natürlichen Verhältnissen die erstaunlichen Variationsbreiten von 63 - 94 μm im Herbst bzw. 59 - 101 μm im Frühjahr erreicht werden. Ich will damit andeuten, daß ähnlich der Zellänge auch die in der Kultur beobachtete und im folgenden besprochene **Variabilität anderer Schalenmerkmale** in der Natur zu erwarten ist.

Mit der Verkürzung der Apikalachse war keine Verringerung der Transapikalbreite der Schale verknüpft. Dementsprechend veränderten sich deutlich die Zellproportionen, wobei die Durchmesser der Schalenpole sich annäherten und gleichzeitig der Breitenunterschied zwischen den Polanschwellungen und dem Schalenmittelstück immer mehr abnahm. Im Zusammenhang damit erschienen auch die kopfigen Erweiterungen der Schalenenden immer

weniger vom Mittelteil abgesetzt. Endformen dieser Reihe (vgl. Fig. 93 - 97) waren schließlich Schalen mit stabförmiger Gestalt ohne jede Kopfbildung, zuweilen sogar Zellgebilde mit einer ovalen Valvaransicht (vgl. Fig. 97).

Solche letztgenannten Schalenformen sind aber wohl bereits als Monstrositäten zu bezeichnen, wofür auch bei ihnen auftretende Anomalien in der Schalenfeinstruktur sprechen. Insgesamt gehorcht diese Entwicklung der von Geitler (1932) skizzierten, natürlichen Tendenz zur Abrundung der Schalengestalt bei einer Zellverkleinerung durch Teilung. Das letzte, eiförmige Stadium der *A. formosa* ist nur die Konsequenz dieser Entwicklung; es dürfte aber vermutlich nur in der Kultur auftreten, die durch ihre konstanten und optimalen Bedingungen einen in der Natur vorher einsetzenden Sexualprozeß hinausschiebt oder bei einer Trennung in Klone völlig verhindert bzw. einen vegetativen Prozeß der Zellvergrößerung, etwa von der Art wie ihn von Stosch (1967b) schilderte, unterbindet. Da ich weder sexuelle Vorgänge noch vegetative Vergrößerung bei *A. formosa* beobachten konnte, ist mir eine nähere Stellungnahme zu diesem Problem nicht möglich.

Die Kolonieform in der Klonkultur war anfangs rein sternförmig (Fig. 18); bei lebhafter Teilung waren sehr viele Individuen in einer langen Schraubenkolonie (Fig. 9), bei älteren Kulturen wenige Zellen in einer Kolonie angeordnet. Mit dem Kleinerwerden der Zellen und der Angleichung von Fuß- und Kopfpoldurchmesser traten immer häufiger Zickzackkolonien auf. Die zu Beginn der Kultur beobachteten, spontan auftretenden Zwergformen wiesen von Anfang an sowohl Stern- als auch Zickzackkolonien auf (Fig. 18 - 19).

Die Kultur genetisch einheitlichen Materials (Klon) der *Asterionella formosa* brachte somit einige Aufschlüsse über die Möglichkeit dieser Art zur Gestaltsveränderung:

Sie zeigte 1. durch die starke Verkleinerung der Zellänge, daß die Schalenlänge als Kriterium für eine Unterscheidung von Taxa (wie z. B. von Lozeron, 1902, vorgeschlagen) völlig unbrauchbar ist;

2. daß die Gestalt des Fußpols (Birnenform oder gestauchte Gestalt), die Stärke der Einschnürung über dem Fußpol und der Unterschied der Transapikalbreite von Fuß- und Kopfpol sehr variabel sind;

3. daß die Koloniegestalt in gewissem Grad von der Zellgestalt (genauer: von der Polbreitendifferenz) abhängig und mit dieser entsprechend variabel ist.

Besonders die letzten beiden Resultate machen deutlich, was die Beobachtungen am Material des Lake Michigan und anderer *A. formosa*-Aufsammlungen bereits nahelegten:

Die verschiedenen Schalentypen, die in der Vergangenheit als Grundlage für die Beschreibung zahlreicher Taxa innerhalb der *A. formosa*-Gruppe dienten, mögen im Einzelfall zur Abtrennung von species, varietates und formae berechtigt haben; in ihrer Gesamtheit und in Verbindung mit der Variationsbreite der Merkmale in natürlichen Populationen und in der Kultur aber gesehen, bedeuten sie nichts weiter als bloße Illustrationen der außerordentlichen Variabilität eines Formenkomplexes. Eine Abspaltung von Arten, Varietäten oder anderen taxonomischen Einheiten von *Asterionella formosa*, soweit sie auf den diskutierten Schalen- oder Koloniemerkmalen beruht, ist ungerechtfertigt.

Schalenfeinstrukturen

Valvaransicht:

Die Umrißgestalt tritt im elektronenmikroskopischen Bild gegenüber dem Anblick im Lichtmikroskop in ihrer Bedeutung weit zurück; nicht mehr die breiten Beugungssäume der Valvenränder stellen das Wesentliche des Bildes, sondern das Porenmuster der Schale. Trotzdem bleiben natürlich auch im Elektronenbild die verschiedenen Gestaltstypen erkennbar. Die Figuren 74 - 76 geben Valvaransichten der Schalentypen A, B und C bei schwacher elektronenoptischer Vergrößerung wieder. Noch stärker als im lichtmikroskopischen Bild entsteht hier der Eindruck von fließenden Übergängen zwischen den Formen; auf die photographische Darstellung von Zwischenformen muß hier aus Platzgründen verzichtet werden.

Die Valven sind sehr unterschiedlich stark verkieselt, im Vergleich zu vielen anderen Diatomeensippen aber immer sehr zart. Sie tragen in schwach eingesenkten Rinnen (Fig. 77; Pfeile) transapikal angeordnete Porenreihen, deren Abstand voneinander etwas unregelmäßig ist und meist zwischen 200 und 500 nm beträgt. Somit findet man 28 - 32 Reihen in 10 μm. Der Porenabstand innerhalb einer Reihe ist 40 - 90 nm. Die Poren* selbst sind kreisförmige, manchmal unregelmäßig-rundliche Druchbrüche mit einer Weite von 20 - 70 nm (meist 40 - 50 nm) (Fig. 78). In der Öffnung der Poren spannt sich eine extrem dünne Membran aus, die eine geschlossene, diffus körnige Struktur zu haben scheint. Sie wird durch die Wärmewirkung im Elektronenstrahl fast augenblicklich zerstört, so daß man in den meisten Fällen völlig leere Poren erhält; über ihre genaue Struktur können daher vorläufig keine sicheren Angaben gemacht werden.

* Zur Terminologie der Schalendurchbrüche vgl. p. 590

Die Transapikalporenreihen biegen auf den Valvenmantel um; im Zentrum der Valva lassen sie eine sehr schmale Längsarea, die Pseudoraphe, frei, die sehr gerade verläuft und überall etwa 100 - 150 nm breit ist. Die Pseudoraphe endet auf den Polanschwellungen vor einem Porenfeld, das jeweils in der basalen bzw. apikalen Umbiegestelle der Valva liegt. Obwohl die Polporenfelder deutlich aus apikal gestellten Porenreihen zusammengesetzt sind, bewirken die regelmäßigen Abstände der Poren in transpikaler und apikaler Richtung ein gitterartiges Aussehen. Die Porendurchmesser liegen mit 30 - 40 nm um ein weniges geringer als die Werte der Transapikalreihen. Das Porenfeld des Fußpols ist immer ausgedehnter (12 - 28 Apikalreihen) als das des Kopfpols (5 - 18 Reihen); bei ersterem reichen die Porenreihen weiter in die Fläche der Erweiterung hinein (Fig. 80).

Auf beiden Schalenpolen erkennt man einen Gallertporus (selten einmal zwei wie auf Fig. 82). Er steht immer dicht neben der Pseudoraphe als Teil einer Transapikalporenreihe, meist der vorletzten oder letzten vor dem Polporenfeld. Die Öffnung ist mehr oder weniger schlitzförmig und trichterartig ins Zellinnere vorgewölbt; im elektronenmikroskopischen Bild erscheint der Porus darum von einem dunklen Wall umgeben (Fig. 79). Die Längsrichtung der Öffnung verläuft im allgemeinen transapikal, nur wenn der Gallertporus in einer der zuweilen radial angeordneten und dann immer unvollständigen Porenreihen dicht vor dem Porenfeld steht, kann er auch schräg zur Transapikalachse gestellt sein (Fig. 81).

Häufig trägt der Valvenrand in der Umbiegestelle zum Valvenmantel kräftige, gekrümmte Dörnchen, die auf dem Fußpol und in dessen Nähe zum basalen Ende, im übrigen Teil der Zelle zum Kopfpol hinzeigen (Fig. 74). Sie stehen sehr unregelmäßig (häufig findet man um 10 in 10 μm an den seitlichen Valvenrändern) und sind stark vermehrt zwischen den Poren der Polporenfelder und kurz vor den Zellapices (Fig. 79; dunkle Punkte). Die Dörnchen scheinen solid zu sein und verzweigen sich zuweilen T-förmig (Fig. 91; Pfeil).

Gürtelbandansicht:

Die Valvenränder sind zu einem schmalen Valvenmantel umgebogen, der eine Breite von 600 - 900 nm aufweist, sich aber am Fußpol allmählich bis auf ungefähr 1,8 μm, am Kopfpol meist etwas weniger, verbreitert (Fig. 88 - 89). Die Transapikalstreifen setzen sich auf ihm unverändert fort bis zu einem 200 - 300 nm breiten, strukturlosen Rand, der sich messerschneidenartig verdünnt und manchmal gezackt erscheint (Präparationsartefakt?). An diesen Rand und von ihm bis zu den ersten Poren der Transapikalreihen gedeckt, schließt sich das Gürtelband der Theca an. Die Gürtelbänder von Epi- und Hypotheca sitzen jeweils den Innenseiten der Valvenmäntel an; das

Gürtelband der Epitheca deckt das der Hypotheca (Fig. 91). Diese Pleuren sind dünne Kieselbänder von unterschiedlicher Breite (durchschnittlich 400 - 800 nm in der Zellmitte). Sie sind an den Polen allmählich verbreitert (bis zu 2 µm am Fußpol oder ca. 1 µm am Kopfpol) und dort auch etwas verstärkt. Am Kopfpol sind sie immer spangenartig offen, wobei sich die gerundeten Enden überlappen. Die Verbreiterung erstreckt sich am Fußpol einseitig auf die der benachbarten Valva abgewandten Seite (Fig. 91), am Kopfpol dagegen symmetrisch und auf beide Enden gleichmäßig (Fig. 90). Jedes Gürtelband hat die Form des Valvenumrisses, besitzt jedoch eine gewisse Spannung, die es bei der Präparation leicht aus seiner Lage am Innenrand der Valva herausspringen läßt (Fig. 86 - 87). Die Mitte der Bänder nimmt eine einzelne Längsreihe von Poren (mit gleichem Durchmesser wie die der Valva) ein, auf den Verbreiterungen an beiden Schalenpolen tritt meist eine zweite, kurze Porenreihe hinzu (Fig. 90). In seltenen Fällen können weitere schmälere, aber sonst gleichgestaltete Kieselbänder zwischen die primären Pleuren der Zelle eingefügt sein ("sekundäre Gürtelbänder"; vgl. Anmerkung auf p. 652 bei *A. glacialis*).

Die basalen Ecken der Fußpolerweiterung sind bei manchen Schalentypen (besonders bei Formen mit sehr kräftiger Anschwellung des Fußpols in pervalvarer Richtung) abgerundet oder sogar abgekantet (Fig. 91). In jedem Fall sind diese Bezirke der Schale mit zahlreichen Dörnchen besetzt (Fig. 84; vgl. auch Valvaransicht, Fig. 79) und stellen den Kontakt mit den Nachbarzellen der Kolonie her. Es scheint, als ob die Valven mit den Dörnchen verhakt sind (Fig. 84), wobei zusätzlich eine zähe Gallerte die Zellen an diesen Punkten verklebt (Fig. 85, Pfeil). An eben jenen Stellen befinden sich auch die Polporenfelder, denen darum eine Funktion in der Kolonieverbindung zugesprochen werden könnte. (Diese Vermutung äußerte bereits Gerloff, 1959.) Die Bedeutung des sogenannten Gallertporus ist in diesem Zusammenhang nicht klar; er liegt nicht selten entfernt von der Zellverbindungsstelle wie der Vergleich von Gürtelband- und Valvaransicht zusammengehörender Theken (Fig. 92) beweist.

Es ist an dieser Stelle nötig, näher auf einige Arbeiten einzugehen, die sich bereits früher mit der Feinstruktur der *A. formosa* Hass. auseinandersetzten.

Die ersten elektronenmikroskopischen Bilder der Art publizierten Mühlethaler & Braun (1946). Entsprechend dem damaligen technischen Stand der Elektronenmikroskopie sind die Bilder, besonders die Gürtelbandansicht, in der Qualität nicht sehr gut. Die Aufnahme eines Fußpols (fälschlich als Kopfpol bezeichnet) zeigt aber immerhin eine Anzahl wesentlicher Details: Die transapikalen Porenreihen, die Pseudoraphe, das Polporenfeld und den Gallertporus (letzterer ist allerdings im Text nicht erwähnt und wohl auch

nicht als solcher erkannt worden). Auch die mögliche Funktion des Polporenfeldes als Austrittsstelle für Schleim wurde vermutet.

Die zweite, sehr gründliche und mit qualitativ guten Elektronenaufnahmen versehene Veröffentlichung über die Feinstruktur der *A. formosa*-Frustel lieferte Gerloff (1959). In der Arbeit sind die Transapikalpunktreihen, der Gallertporus, das Polporenfeld und seine mögliche Funktion, die Dörnchen an Polen und Valvenkanten und schließlich die Punkt- und Randstrukturen der Gürtelbänder eingehend beschrieben und diskutiert. Die meisten dieser Beobachtungen konnte ich in meinen Untersuchungen zur Feinstruktur der Art bestätigen; in wenigen Einzelheiten weichen meine Resultate bzw. meine Deutung beobachteter Strukturen etwas ab; sie sollen im folgenden diskutiert werden:

Ohne nähere Erklärung des Begriffs verwendet J. Gerloff den Ausdruck "Kammer" für die Wanddurchbrüche der *A. formosa*; er beschreibt sie als beidseitig offen und begründet mit ihnen die Formulierung eines neuen Kammertyps. Es ist sicher sehr problematisch, mit Hilfe definierter Termini verschiedene Typen von Druchbrüchen gegeneinander abzusetzen, die doch in ihrer Morphologie gleitend ineinander übergehen. Da man aber aus Gründen der besseren Verständlichkeit hier nicht auf behelfsmäßige Bezeichnungen verzichten kann, sollte man meines Erachtens "Kammer" dem Wortsinn gemäß benutzen und auf alle Wanddurchbrüche beschränken, die eine zu ihrer lichten Weite relativ bedeutende Tiefenausdehnung mit einer Differenzierung der äußeren und inneren Öffnung (Membran, Verengung) verbinden. "Poren" sind demgemäß alle nicht dergestalt spezialisierten Durchbrüche, also z. B. weite oder enge Durchbrüche in dünnen Schalen (mit oder ohne in ihnen ausgespannten Membranen) oder alle beidseitig offenen Durchbrüche dickerer Schalen, soweit ihre lichte Weite nicht im Inneren zunimmt. (Diese Definition weicht von der von Gerloff, Geissler und Reimann in Helmcke & Krieger, 1961, gegebenen ab, nach der unter Poren generell alle beidseitig offenen Schalendurchbrüche zu verstehen sind.)

Die Anwendung der umrissenen Begriffe auf *A. formosa* zwingt dazu, hier von **Poren** zu sprechen: Da die Kieselschale in der Umgebung der Poren eine Dicke von maximal ca. 10 nm erreicht - bei einem Porendurchmesser bis zu 70 nm - besitzen die Durchbrüche keine nennenswerte Tiefe im Vergleich zu ihrer lichten Weite; zusätzlich scheint nach meinen Beobachtungen eine sehr feine Membran in der Öffnung ausgespannt zu sein.

Eine andere Bemerkung Gerloffs, nämlich über eine - an Kohlehüllpräparaten beobachtete - Verbindung zwischen den Poren, ist vermutlich anders zu erklären: Die Poren einer Reihe liegen in transapikalen Gruben, die Verbindungskanäle vortäuschen können. Die schließlich von diesem Autor noch

erwähnten und von ihm später (in Helmcke & Krieger, 1961) auch abgebildeten Randzähnchen, mit denen Epi- und Hypopleura einer Frustel ineinandergreifen, konnte ich nicht beobachten. Vielmehr erhielt ich Bilder (wie z. B. Fig. 83), die ganz eindeutig eine Überlappung der beiden Zellwandteile zeigen. Ich kann mich des Eindrucks nicht erwehren, daß dem Autor versehentlich eine andere Diatomeenart vorgelegen hat, zumal eine Bestimmung nach der Kohlenhülle nicht einfach ist. Zudem zeigt die Aufnahme eine Diatomee mit sehr weiter Pseudoraphe, was für *A. formosa* zumindest sehr ungewöhnlich wäre. Weitere Untersuchungen zu diesem Punkt sind für eine Klärung notwendig.

Eine dritte Publikation über den *A. formosa*-Feinbau erfolgte in dem schon erwähnten Werk von Helmcke & Krieger, 1957 und 1961 (bearbeitet von Geissler, Gerloff und Reimann). Besonderes Verdienst dieser Arbeiten sind die Aufschlüsse über den räumlichen Schalenbau der Art mittels Rekonstruktionszeichnungen.

Kulturformen:

Die Figuren 93 - 97 sind Valvaransichten von Zellen in verschiedenen Stadien der Klonkultur. Am elektronenoptischen Bild wird deutlich, daß mit der Zellverkürzung und der fortschreitenden Abrundung der Umrisse keine erkennbare Änderung in der Feinstruktur der Schale einhergeht. Erst das ovale Endstadium weist meistens ein ungeordnetes Porenmuster mit Andeutungen von radialen Reihe auf (Fig. 97).

Abnorme Formen:

Die *acaroides*-Formen der Art zeichnen sich durch die mehr oder weniger stark gekrümmten Schalen aus. Das elektronenmikroskopische Bild zeigt die außerordentlich schwache Verkieselung solcher Zellen. (Die Aufnahmen mußten von ungereinigtem Material angefertigt werden, da jede Art von Präparation die Schalen völlig auflöst.) Die Fig. 100 stellt eine Gürtelbandansicht dar; die schwarze Masse in der Zelle ist der kontrahierte Plasmaleib. Eine stärker vergrößerte Ansicht einer Valva (Fig. 99) läßt die aufgelockerte Struktur der sehr dünnen Kieselwand erkennen.

Zuweilen findet man Schalen, deren Porenmuster gestört oder völlig unregelmäßig (Fig. 93) ist. Sie entsprechen den Formen, die manchmal in sehr überalterten Kulturen auftreten.

Neuumschreibung der Art

Asterionella formosa Hassall umfaßt zahlreiche Gestaltstypen, die auf Grund der großen Variabilität der Schalenform nicht als definierte Taxa abzutrennen sind. In besonders weiten Grenzen variiert die Zellänge; die transapikale und pervalvare Ausdehnung der Schale ist ebenfalls nicht wenig veränderlich. Sehr einheitlich ist die Art im Feinbau der Schalen: Zellen verschiedener Fundorte, z. B. aus Nordamerika, Europa und Ostasien, sowie solche aus Kulturen stimmen im Porenmuster der Valven völlig überein.

Die Art ist vorwiegend in Gewässern mit p_H-Werten über 7 verbreitet, ihr häufigstes Vorkommen erfährt sie in schwach bis mittelstark eutrophierten Seen niederer und mittlerer Höhenlage. Zuweilen findet man sie in brackischen Gewässern oder sogar in Küstengewässern in der Umgebung von Flußmündungen.

Asterionella formosa Hassall (1850 b), Microscop. Exam. Water London; London, 1850 (p. 10; tb. 2, fig. 5)

Neotypus:

Nach der Mitteilung von Patricia Sims im British Museum London, wo Hassalls Sammlung nach ihrer Überführung aus Kew aufbewahrt wird, ist Typusmaterial der *A. formosa* nicht mehr aufzufinden; es mußte darum ein Neotypus ausgewählt werden:

Präp. Nr. 25634 in Herb. Mus. Bot. Berolinensis; Loc.: Glienicker See bei Berlin/Deutschland vom 26. März 1966; coll.: H. Körner

Isotypen des Neotypus:

British Museum (Natural History) London; Academy of Natural Sciences of Philadelphia

Synonyme:

Asterionella bleakeleyi W. Smith (1856), Synopsis Brit. Diat. (London), vol. 2: p. 82

Asterionella roperii W. Smith (in collectionibus)

Diatoma gracillimum Hantzsch in Rabenhorst (1861), Algen Europas (Exsicc.), Decade 11: Nr. 1104 b

Asterionella gracillima Heiberg (1863), Conspect, Crit. Diat. Danicarum (Kopenh.): p. 68; tb. 6, fig. 19

Asterionella inflata Heiberg (1863), Conspect. Crit. Diat. Danicarum (Kopenh.): p. 69; tb. 6, fig. 21

Asterionella formosa var. *gracillima* (Hantzsch) Grunow in Van Heurck (1880-85), Synopsis Diat. Belg. (Anvers): p. 155; tb. 51, fig. 22

Asterionella formosa var. *inflata* (Heiberg) Grunow in Van Heurck (1880-85), Synopsis Diat. Belg. (Anvers): p. 155; tb. 51, fig. 23

Asterionella formosa var. *subtilis* Grunow in Van Heurck (1880-81), Synopsis Diat. Belg. (Anvers), Atlas: tb. 51, fig. 21

Asterionella formosa var. *subtilissima* Grunow in Van Heurck (1880-81), Synopsis Diat. Belg. (Anvers), Atlas: tb. 51, fig. 24

Asterionella formosa var. *bleakeleyi* (W. Smith) Van Heurck (1896), Treatise Diat.: p. 321; tb. 30, fig. 838

Asterionella flavor Edwards (1897), American Monthly Microsc. J., *18*: p. 317; fig. auf p. 323

Asterionella gracillima var. *genuina* Lozeron (1902), Vierteljahresschr. Naturf. Ges. Zürich, *47*: p. 77-78

Asterionella gracillima var. *biformis* Lozeron (1902), Vierteljahresschr. Naturf. Ges. Zürich, *47*: p. 77-78

Asterionella gracillima var. *maxima* Lozeron (1902), Vierteljahresschr. Naturf. Ges. Zürich, *47*: p. 77-78

Asterionella formosa var. *acaroides* Lemmermann (1903), Zeitschr. Fischerei, *11* (2): p. 119; p. 120, fig. 5

Asterionella subtilissima Meister (1913), Archiv Hydrobiol. Planktonk., *8* (2): p. 308; tb. 4, fig. 8-10

Asterionella zigzagostellata Elenkin (1914), Kamčatskaja Expedicija (Bot. Otdel, vyp. 2) (Moskau): p. 314-315; fig. 10

Asterionella gracillima var. *zigzagostellata* (Elen.) Wislouch (1915), Mikrobiologija, *2* (3/4)

Asterionella gracillima var. *tabellarioides* Sprenger (1925), Archiv Protistenk., *52* (1): p. 178

Asterionella gracillima var. *zigzagostellata* forma *curta* Usačov (1928), Trudy Sibirsk. Naučn. Rybochozjastr. Stancii, *3* (2)

Asterionella gracillima forma *curvata* Radzymowsky (1929-30), Trudy Fyz.-Mat. Viddily Ukrainska Akad. Nauk, *11* (3)

Asterionella gracillima "forma" Rich (1933), J. Linnean Soc. London (Zool.), *38*: p. 259

Asterionella formosa var. *tatrica* Woloszyńska (1934), Acta Soc. Bot. Poloniae, *11* (Suppl.): p. 148-149; tb. 7

Asterionella formosa var. *epilimnica* Ruttner (1937) Int, Rev. Gesamten Hydrobiol. Hydrogr., *35* (1-3): p. 14

Asterionella formosa var. *hypolimnica* Ruttner (1937), Int. Rev. Gesamten Hydrobiol. Hydrogr., *35* (1-3): p. 14

Asterionella gracillima var. *acaroides* Leboime (1947), Bull. Soc. Bot. France, *94* (7/8): p. 315-317

Asterionella gracillima var. *genuina* Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): p. 76-77

Asterionella gracillima var. *genuina* forma *tabellarioides* Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): p. 77

Asterionella gracillima var. *genuina* forma *circinalis* Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, 4 (1): p. 77

Asterionella gracillima rar. *genuina* forma *sol* Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, 4 (1): p. 77

Asterionella gracillima var. *subtilis* (Grunow) Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, 4 (1): p. 77

Asterionella gracillima var. *acaroides* (Lemmermann) Cleve-Eulgr (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, 4 (1): p. 77

Asterionella gracillima var. *inflata* (Heiberg) Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, 4 (1): p. 78

Asterionella formosa morpha *acaroides* (Lemmermann) Skabičevsky (1960), Plantonnye diat. vodorosli presen. vod SSSR (Moskau): p. 282

Asterionella formosa morpha *capitellata* Skabičevsky (1960), Planktonnye diat. vodorosli presn. vod. SSSR (Moskau): p. 282-283

Asterionella gracillima morpha *curvata* (Radzymowsky) Skabičevsky (1960), Planktonnye diat. vodorosli presn. vod. SSSR (Moskau): p. 276

Beschreibung:

Valvaransicht lang linear und stäbchenförmig-schmal, mit kopfig erweiterten Enden; dabei ist der Fußpol sehr viel größer als der Kopfpol oder beide Schalenpole sind gleichgroß; mit allen Übergängen zwischen diesen Grenzausbildungen. Gestalt der Schalenenden variabel: Von birnenförmig - nicht abgesetzt über rundlich - abgesetzt bis linsenförmig zusammengedrückt und abgeschnürt. Zellmittelteil linear oder nur leicht aufgetrieben und dann immer mit im Durchmesser sehr ähnlichen Schalenpolen kombiniert. Transapikalporenreihen etwas unregelmäßig und eng gestellt. Pseudoraphe sehr schmal und gerade; sie endet ohne Erweiterung auf den Schalenpolen vor je einem Polporenfeld. Fußpol praktisch immer (Kopfpol meist) mit einem eingesenkten Gallertporus. Valvenränder mit im Lichtmikroskop nicht immer sichtbaren Randdörnchen. Schalen stets sehr zart, zuweilen abnorm schwach verkieselt und dann häufig gekrümmt.

Gürtelbandansicht schmal langgestreckt, immer mit mehr oder weniger stark erweiterten Zellenden; Fußpol häufig ein wenig breiter als der Kopfpol und manchmal mit abgeschrägten Ecken. Valvenmantel sehr schmal, an den Schalenpolen allmählich verbreitert. Jede Theca mit einem Gürtelband, das immer am Kopfpol offen und an beiden Schalenpolen flächig verbreitert ist. Zuweilen zwischen den Pleuren weitere und sehr zarte Bänder eingelagert. Zellen mit den Fußpolecken oder abgeflachten Fußpolkanten (seltener auch mit den Kopfpolecken) zu sternförmig-schraubigen (bzw. zickzackförmigen) Kolonien mit stark wechselnder Individuenzahl (häufig 4 - 8) verbunden. Chromatophoren meist 4 (-8), als flächige, gekrümmte Lappen den Valven

anliegend. Abnorme Formen mit unregelmäßig-gebogener Apikalachse treten gelegentlich auf.

Zellänge: Variabel, meist zwischen 30 - 120 µm

Transapikale Schalenbreiten:

Fußpol: 3 - 12 µm
Mitte: 1,3 - 6 µm
Kopfpol: 1,5 - 4 µm

Pervalvare Zellmaße: Variabel, Mittelwert um 3µm in der Zellmitte

Transapikalporenreihenfrequenz:

28 - 32 in 10 µm (elektronenmikroskopisch gemessen)

Porendurchmesser: (20-) 40 - 50 (-70) nm

Randdörnchenfrequenz: Unterschiedlich, oft um 10 in 10 µm an den Längsseiten der Zelle.

Verbreitung:

Kosmopolitisch; Im Plankton des Süßwassers stehender oder langsam fließender Gewässer; bevorzugt Wasser mit neutralen bis höheren p_H-Werten; meist häufig, oft massenhaft. Gelegentlich ins Meer gelangend.

Beschreibungen:

An dieser Stelle (sowie unter "Abbildungen") sind solche Zitate angeführt, die von mir im Original auf ihre Gültigkeit für eine Beschreibung bzw. Abbildung der Art nach ihrer Neuumschreibung überprüft worden sind. Irrtümlich unter dem Namen der Art erfolgte Beschreibungen sind nur aufgenommen, wenn es sich um ein häufiger benutztes Werk der Diatomeenliteratur handelt.

SMITH, W. (1856) - Synopsis Brit. Diat. (London), vol. 2: p. 81; p. 82 als *A. bleakeleyi*

WEST, T. (1860) - Quart. J. Microscop. Sci., *8*: p. 149; p. 150 als *A. bleakeleyi*

GRIFFITH, J. W. & HENFREY, A. (1860) - Micrographic Dictionary (London), Ed. 2: p. 76

PRITCHARD, A. (1861) - A History of Infusoria (London): p. 779 als *A. bleakeleyi*

LEWIS, F. W. (1862) - Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *1861*: p. 68 als *A. bleakeleyi*

HEIBERG, P. A. C. (1863) - Conspect. Crit. Diat. Danicarum (Kopenh.): p. 68; p. 68 als *A. gracillima*; p. 69 als *A. inflata*

RABENHORST, L. (1864) - Flora Europaea Algarum (Leipzig): p. 141; p. 141 als *A. gracillima*; p. 141 als *A. inflata*; p. 142 als *A. bleakeleyi*

KIRCHNER, O. (1878) - Algen (Breslau): p. 209 als *A. gracillima*

BRUN, J. (1880) - Diatomées des Alpes et de Jura (Paris, Genève): p. 127

VAN HEURCK, H. (1885) - Synopsis Diat. Belg. (Texte)(Anvers): p. 154-155; p. 155 als *A. formosa* var. *gracillima*; p. 155 als *A. formosa* var. *inflata*

CASTRACANE, C. A. degli Antelminelli (1886) - Rept. on the Diat. collected by H.M.S. Challenger during the years 1873-76 (London, Edinburgh, Dublin): p. 51 als *A. gracillima*

DE TONI, G. B. (1892) - Sylloge Bacillariearum (Patavii): p. 678; p. 678 als *A. gracillima*; p. 679 als *A. inflata*; p. 679 als *A. bleakeleyi*

VAN HEURCK, H. (1896) - Treatise Diat. (London): p. 321; p. 321 als *A. formosa* var. *gracillima*; p. 321 als *A. formosa* var. *inflata*; p. 321 als *A. formosa* var. *bleakeleyi*

SCHÜTT, F. (1896) - Bacillariaceae (Leipzig): p. 117

WHIPPLE, G. C. & D. JACKSON (1899) - J. New England Water Works Assoc., *14*: p. 2-5

LOZERON, H. (1902) - Vierteljahresschr. Naturf. Ges. Zürich, *47*: p. 77-78 als *A. gracillima* var. *genuina*; var. *biformis*; var. *maxima*

SCHÖNFELDT, H. von (1907) - Diatomaceae Germaniae (Leipzig): p. 110 als *A. gracillima*

MEISTER, F. (1912) - Kieselalgen der Schweiz (Bern): p. 79 als *A. gracillima*

MEISTER, F. (1913) - Archiv Hydrobiol. Planktonk., *8* (2): p. 308 als *A. subtilissima*

MEUNIER, A. (1915) - Mém. Mus. Roy. Hist. Nat. Belgique, 7 (3): p. 96 als *A. formosa* var. *gracillima*

BOYER, Ch. S. (1916) - Diat. Philadelphia and Vicinity (Philadelphia): p. 50

ELMORE, C. J. (1921) - Univ. Studies Lincoln/Nebr., *21* (1/4): p. 57 als *A. gracillima*

BOYER, Ch. S. (1927) - Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *78* (Suppl.): p. 213; p. 213 als *A. inflata*; p. 213 als *A. bleakeleyi*

HUSTEDT, F. (1930) - Bacillariophyta (Jena): p. 147; p. 147-148 als *A. gracillima*

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 251-252; p. 252-253 als *A. gracillima*; p. 253-254 als *A. bleakeleyi*

MAYER, A. (1937) - Ber. Bay. Bot. Ges. München, *22*: p. 73-74 als *A. gracillima*

HUBER-PESTALOZZI G. (1942) - Phytoplankton des Süßwassers, Teil 2, 2. Hälfte (Stuttgart): p. 445; p. 446 als *A. formosa* var. *acaroides*; p. 446 als *A. formosa* var. *tatrica*; p. 446 als *A. gracillima*

MÜHLETHALER, K. & R. BRAUN (1946) - Ber. Schweiz. Bot. Ges., *56*: p. 362-363

HIROSE, H. (1950) - Fachzeitschr. Japan. Ges. Meeresbiol., *16* (1): p. 29; p. 29 als *A. gracillima*; p. 27-29 als *A. zigzagostellata*

ZABELINA, M. M.; I. A. KISELEV; A. I. PROŠKINA–LAVRENKO & V. S. ŠEŠUKOVA (1951) - Diatomovye vodorosli (Moskau): p. 153-154; p. 154 als *A. gracillima*

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4*(1): p. 76; p. 76 als *A. gracillima*; p. 76-78 als *A. gracillima* varr.

GERLOFF, J. (1959) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *72*: p. 75-78

SKABIČEVSKY, A. P. (1960) - Planktonnye diat. vodorodli presnych vod SSSR (Moskau): p. 277; p. 269 als *A. gracillima*; p. 276 als *A. gracillima* morpha *curvata*; p. 282 als *A. formosa* morpha *acaroides*; p. 282 als *A. formosa* morpha *capitellata*

SIEMINSKA, J. (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii (Warszawa): p. 180; p. 180 als *A. formosa* var. *tatrica*; p. 180 als *A. gracillima*

PATRICK, R. & Ch. W. REIMER (1966) - Diat. United States, vol. 1 (Philadelphia): p. 159; p. 160 als *A. formosa* var. *gracillima;* p. 159 als *A. bleakeleyi*

Abbildungen:

WEST, T. (1860) - Quart. J. Microscop. Sci., *8*: tb. 7, fig. 8-8a; tb. 7, fig. 10-10a als *A. bleakeleyi*

GRIFFITH, J. W. & A. HENFREY (1860) - Micrographic Dictionary (London): tb. 43, fig. 14

PRITCHARD, A. (1861) - A History of Infusoria (London): tb. 4, fig. 17

LEWIS, F. W. (1862) - Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *1861*: tb. 2, fig. 9 als *A. bleakeleyi*

HEIBERG, P. A. C. (1863) - Conspect. Crit. Diat. Danicarum (Kopenh.): tb. 6, fig. 20; tb. 6, fig. 19 als *A. gracillima*; tb. 6, fig. 21 als *A. inflata*

RABENHORST, L. (1864) - Flora Europaea Algarum (Leipzig): p. 15, fig. 42a

BRUN, J. (1880) - Diatomées des Alpes et de Jura (Paris, Genève): tb. 1, fig. 12

VAN HEURCK, H. (1880-85) - Synopsis Diat. Belg. (Atlas) (Anvers): tb. 51, fig. 19-20; tb. 51, fig. 21 als var. *subtilis*; tb. 51, fig. 22 als var. *gracillima*; tb. 51, fig. 23 als var. *inflata*; tb. 51, fig. 24 als var. *subtilissima*; tb. 52, fig. 1 als *A. bleakeleyi*

CASTRACANE, C. A. degli Antelminelli (1886) - Rept. on the Diat. collected by H.M.S. Challenger during the years 1873-76 (London, Edinburgh, Dublin): tb. 25, fig. 6 als *A. gracillima*

WOLLE, Rev. F. (1890) - Diatomaceae North America (Bethlehem, Pa.): tb. 46, fig. 1 als var. *subtilissima*; tb. 46, fig. 2 als var. *subtilis*; tb. 46, fig. 4 als var. *gracillima*; tb. 46, fig. 8 als var. *gracillima*; tb. 46, fig. 7 als var. *bleakeleyi*; nicht: tb. 31, fig. 18

VAN HEURCK, H. (1896) - Treatise Diat. (London): p. 320, fig. 77; tb. 11, fig. 439; tb. 11, fig. 440 als var. *gracillima*; tb. 11, fig. 441 als var. *inflata*; tb. 30, fig. 838 als var. *bleakeleyi*

SCHRÖTER, C. (1896) - Neujahrsblatt Naturf. Ges. Zürich, *1897*: tb. 1, fig. 1-2; tb. 1, fig. 3-12 als *A. gracillima*

WHIPPLE, G. C. & D. JACKSON (1899) - J. New England Water Works Assoc., *14*: tb. 1-2

PERAGALLO, H. & M. PERAGALLO (1901) - Diat. Marines de France (Grez-sur-Loing): tb. 81, fig. 10-11 als *A. bleakeleyi*

SCHÖNFELDT, H. von (1907) - Diatomaceae Germaniae (Leipzig): tb. 6, fig. 48-48a als *A. gracillima*

GRAN, H. H. (1908) - Nordisches Plankton (Kiel, Leipzig): p. XIX 119, fig. 163 als *A. bleakeleyi*

SCHMIDT, A. (1911) - Atlas der Diatomaceenkunde (Leipzig): tb. 269, fig. 20-21, 36-37; tb. 269, fig. 24-25 als *A. gracillima*

BACHMANN, H. (1911) - Phytoplankton des Süßwassers (Jena): tb. 10, fig. 1-7 als *A. gracillima*

MEISTER, F. (1912) - Kieselalgen der Schweiz (Bern): tb. 9, fig. 4-6 als *A. gracillima*

MEISTER, F. (1913) - Archiv Hydrobiol. Planktonk., *8* (2): tb. 4, fig. 8-10 als *A. subtilissima*

MEUNIER, A. (1915) - Mém. Mus. Roy. Hist. Nat. Belgique, 7 (3): tb. 14, fig. 69-70 als var. *gracillima*

BOYER, Ch. S. (1916) - Diat. Philadelphia and Vicinity (Philadelphia): tb. 12, fig. 19-21; tb. 12, fig. 22 als *A. inflata*

ELMORE, C. J. (1921) - Univ. Studies Lincoln/Nebr., *21* (1/4): tb. 2, fig. 88-90 als *A. gracillima*

COUPIN, H. (1930) - Album Général des Diat. (Paris): tb. 325, fig. 17-19; tb. 324, fig. 7 als *A. gracillima*

HUSTEDT, F. (1930) - Bacillariophyta (Jena): p. 146, fig. 156; p. 147, fig. 157 a/b als *A. gracillima*

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 251, fig. 729; p. 255, fig. 731 als *A. gracillima*; p. 255, fig. 732 als *A. bleakeleyi*

RICH, F. (1933) - J. Linnean Soc. London (Zool.), *38*: p. 259, fig. 2c als *A. gracillima* 'forma'

GEMEINHARDT, K. (1935) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *53* (1): tb. 8, fig. 75 als *A. bleakeleyi*

MAYER, A. (1937) - Ber. Bay. Bot. Ges. München, *22*: tb. 4, fig. 31-33 als *A. gracillima*

HUBER–PESTALOZZI, G. (1942) - Phytoplankton des Süßwassers, Teil 2, 2. Hälfte (Stuttgart): tb. 132, fig. 531; tb. 133, fig. 531A als var. *gracillima*; tb. 133, fig. 532 als *A. gracillima*

MÜHLETHALER, K. & R. BRAUN (1946) - Ber. Schweiz. Bot. Ges., *56*: tb. 11, fig. 6-9

HIROSE, H. (1950) - Fachzeitschr. Jap. Ges. Meeresbiol., *16* (1): p. 27, fig. 1 als *A. zigzagostellata*

ZABELINA, M. M.; I. A. KISELEV; A. I. PROŠKINA–LAVRENKO & V. S. ŠEŠUKOVA (1951) - Diatomovye vodorosli (Moskau): p. 153, fig. 83/1; p. 153, fig. 83/2 als *A. gracillima*

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4*(1): fig. 401 A a-e; fig. 401 B a-f als *A. gracillima* var. *genuina* mit formae; fig. 401 B g als *A. gracillima* var. *subtilis*; fig. 401 B h als *A. gracillima* var. *acaroides*; fig. 401 B m als *A. gracillima* var. *inflata*

GERLOFF, J. (1959) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *72*: tb. 6, fig. 1-4

SKABIČEVSKY, A. P. (1959) - Bot. Materialy, *12*: p. 54, fig. 5/1-5

SKABIČEVSKY, A. P. (1960) - Planktonnye diat. vodorosli presnych vod SSSR (Moskau): p. 278, fig. 105; p. 278, fig. 106 als *A. formosa* morpha *acaroides*; p. 278, fig. 107 als *A. formosa* morpha *capitellata*; p. 270, fig. 103 als *A. gracillima*; p. 270, fig. 104 als *A. gracillima* morpha *curvata*

HELMCKE, J.-G. & W. KRIEGER (1961) - Diatomeenschalen im elektronenmikroskop. Bild, Teil 3 (Weinheim): tb. 260-266

HELMCKE, J.-G. & W. KRIEGER (1963) - Diatomeenschalen im elektronenmikroskop. Bild, Teil 4 (Weinheim): tb. 368

SIEMINSKA, J. (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii (Warszawa): p. 181, fig. 233; p. 181, fig. 234 als *A. formosa* var. *tatrica*

PATRICK, R. & Ch. W. REIMER (1966) - United States, vol. 1 (Philadelphia): tb. 9, fig. 1-3; tb. 9, fig. 4 als *A. formosa* var. *gracillima*; tb. 9, fig. 6 als *A. bleakeleyi*

nicht:

KARSTEN, G. (1899) - Diatomeen der Kieler Bucht (Kiel): p. 28, fig. 10 als *A. bleakeleyi* = *Diatoma* cf. *elongatum*

Sammlungen:

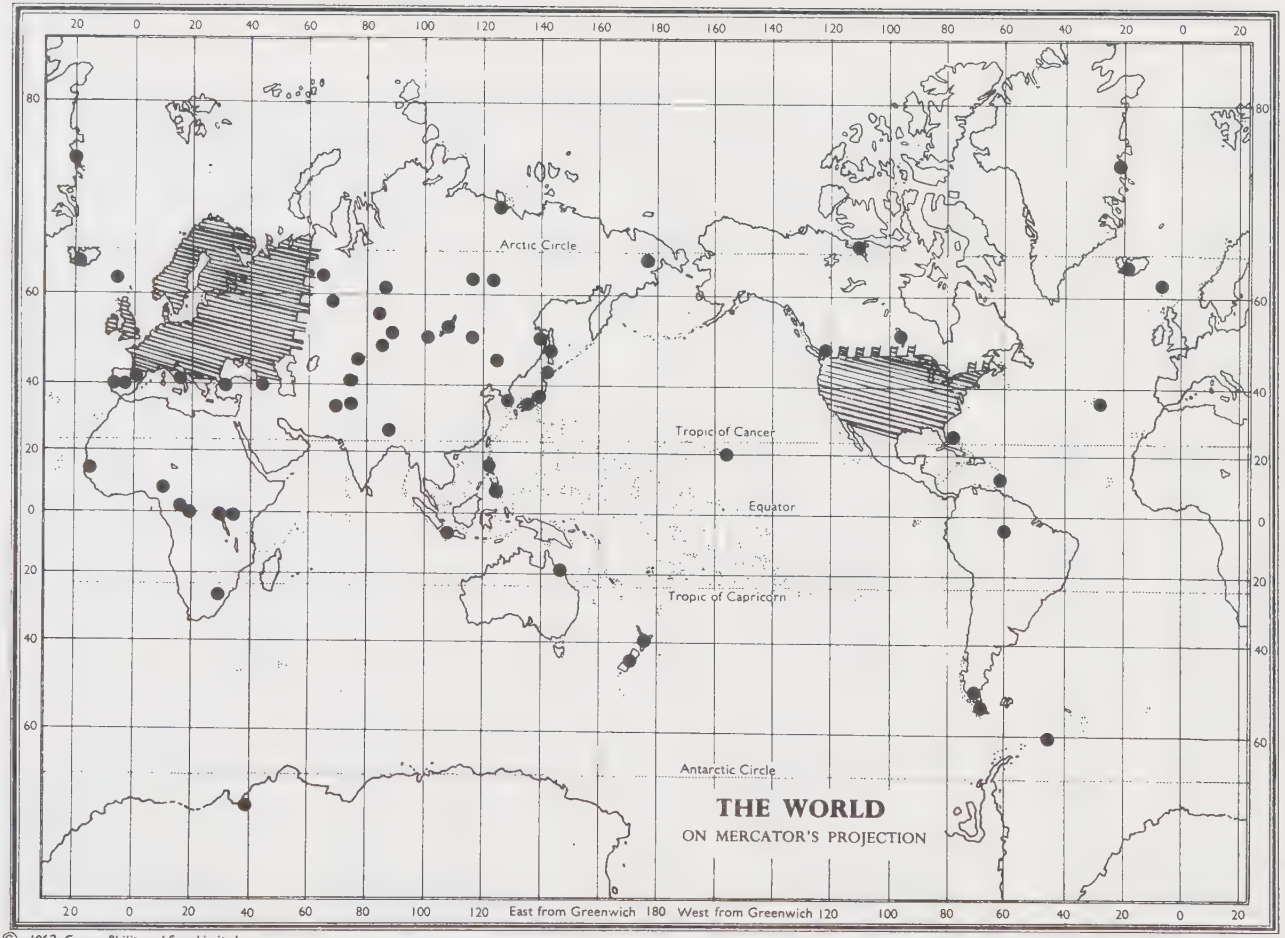
Coll. SMITH, W.: Präp. Nr. B.M. 24423 als *A. bleakeleyi* Präp. Nr. B.M. 50870 als *A. bleakeleyi*

Coll. GREVILLE; Präp. Nr. B.M. 236 als *A. bleakeleyi*

Coll. KÜTZING: Präp. Nr. 346-46-47 (Falaise)

Coll. BOYER: Präp. Nr. 0-7-25 als *A. bleakeleyi*

Coll. TEMPÈRE & PERAGALLO, 1. Edit.: Nr. 76, 196, 334; 2. Edit.: Nr. 81, 575, 642, 780, 781, 783 als *A. gracillima*, 801 als *A. subtilissima*



© 1963. George Philip and Son, Limited.

PRINTED IN GREAT BRITAIN BY GEORGE PHILIP AND SON, LIMITED, LONDON

The London Geographical Institute.
KFC.

Verbreitung von Asterionella formosa HASSALL

Asterionella ralfsii W. Smith

Taxonomische Geschichte der Art

Der Name *Asterionella ralfsii* ist erstmals von Smith (1856) veröffentlicht worden; in einem Zusatz wird angemerkt: "*Diatoma stellare* Ralfs, Mss. ad specim. in Herb. Jenneri". Aus der Aufschrift dieses letzteren Glimmerpräparates ist als Fundort der Art Dolgelly/North Wales zu entnehmen. Da der Beschreibung Smiths keine Zeichnung beigegeben wurde und zwei später von West (1860 und in Pritchard, 1861) angefertigte Abbildungen von authentischem Material der Art wenig aufschlußreich waren, geriet die Art in Vergessenheit. Zuweilen wurde sie aus bloßer Vermutung heraus zu *A. formosa* bzw. *A. gracillima* gezogen (wie z. B. von Van Heurck, 1896; Hustedt, 1932; Cleve-Euler, 1953). Entsprechend hat man neuere Funde der Art auch nicht mit *A. ralfsii* identifiziert, sondern sie über eine Kette von Irrtümern (vgl. Hustedt, 1952 und Ross, 1956) mit der raphidioiden *Peronia fibula* (Bréb. ex Ktz.) Ross zusammengeworfen und sie als *Peronia erinacea* Bréb. & Arn. angesehen. Der Grund für diese Fehlbestimmung ist in einer Abbildung der *Peronia erinacea* (= *Peronia fibula*) bei Brébisson (1870) zu suchen, die nur sehr dürftig die Umrisse der Zellen in Valvar- und Gürtelbandansicht andeutet und so das wesentliche Unterscheidungsmerkmal dieser Form zu *A. ralfsii*, nämlich die Endknoten bzw. die rudimentäre Raphe, unterdrückt. (Wiewohl allerdings die zugehörige Beschreibung ausdrücklich vom "Fehlen eines Zentralknotens" spricht und so eigentlich auf eine Raphe indirekt hinweist.)

Hustedt (1932) trennte eine raphenlose Form "*P. erinacea*" von einer mit kurzen Raphenästen, "*P. heribaudii*"*, und erkannte später (Hustedt, 1952) in der ersteren eine *Asterionella*, der er den Namen *A. fibula* gab. Ross (1956) konnte schließlich die Identität dieser Form mit der *A. ralfsii* W. Smith nachweisen.

Demnach sind mit *A. ralfsii* W. Sm. Teile der *Peronia erinacea* der Autoren vor Hustedt (1932), die *Peronia erinacea* der Autoren zwischen Hustedt (1932) und Hustedt (1952) sowie die *A. fibula* synonym; zudem die 'var. *ralfsii*' unter *A. formosa* bzw. *A. gracillima* einiger Autoren.

Die von Boyer (1927) und von Patrick & Reimer (1966) der *A. ralfsii* W. Sm. zugeordnete amerikanische Sippe weicht, wie unten noch diskutiert werden soll, in einigen Merkmalen vom Typus ab und muß als eigene Varietät abgetrennt werden. Ebenso ist eine andere, von Hustedt (1959) aus dem

* Über die Synonymisierung der *P. heribaudii* bzw. *Peronia erinacea* pro parte mit *Peronia fibula* (Bréb. ex Ktz.) Ross siehe Ross (1956).

Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland beschriebene Sippe als gesonderte Varietät abzugliedern.

Eine von Foged (1952) als *Peronia erinacea* var. *lysebuensis* beschriebene und von ihm später selbst (Foged, 1962) zu *A. ralfsii* gezogene Sippe ist mit der Typusvarietät dieser Art identisch.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 20 - 35)

Valvaransicht:

Im Umriß langgestreckt schmal, mit stark kopfig erweitertem Fußpol, mehr oder weniger stark bauchig aufgetriebenem Mittelteil und schwach erweitertem Kopfpol. Die Fußpolgestalt wechselt von dreieckig (Var.) über rundlich (Typusvar.) bis länglich-birnenförmig (Var.). Das Mittelstück der Valva kann zuweilen erweitert zylindrisch sein und sich nur vor den Polerweiterungen mit einer langgezogenen Einschnürung verschmälern.

Die Transapikalstreifen sind sehr zart und lassen eine Pseudoraphe in der Längsachse der Valva frei. Die Randdörnchen sind sehr klein und nicht immer gut zu erkennen.

Gürtelbandansicht:

Im Umriß langgestreckt schmal, fast rechteckig-linear mit allmählich etwas erweitertem Fußende oder auch insgesamt leicht keilförmig. Das Kopfende ist nur selten und dann kaum merklich verbreitert. Die Schalenenden sind gerade abgeschnitten oder ganz leicht konvex vorgewölbt. Die Anschlußstellen der Gürtelbänder an den Valvenmänteln sind im allgemeinen gut als zwei dunkle Längslinien sichtbar. Bei sehr kräftigen Gürtelbändern sind diese als zwei weitere Linien, zumindest an den Schalenenden, zu erkennen. Der Valvenmantel zeigt meistens mehr oder weniger deutlich die Transapikalstreifen der Schale. Dagegen sind Randdörnchen nur bei günstiger Lage der Zelle zu beobachten.

Die Zellen sind mit den nicht abgeflachten Kanten der Fußpolerweiterungen zu sternförmigen Kolonien aus unterschiedlich vielen Individuen vereinigt. Zickzackförmige Verbände habe ich nie gefunden.

Die Chromatophoren sind in Gestalt mehrerer lappiger Gebilde an der Peripherie des Zellumens, vorwiegend an den Valvenoberseiten, verteilt (ähnlich *A. formosa*).

Zellmaße:

Schalenlänge: 30 - 70 (-90) µm

Transapikale Schalenbreiten:

Fußpol: 3,0 - 5,0 µm
Schalenmitte: 1,6 - 3,2 µm
Kopfpol: 1,0 - 2,5 µm

Pervalvare Zellhöhe: Sehr variabel, meist zwischen 1,2 und 3 µm oder darüber.

Transapikalstreifenfrequenz: 20 - 22 in 10 µm (var. *hustedtiana*) oder feiner: Mehr als 30 in 10 µm.

Variabilität der Schalenmerkmale

Variationsbreite der Merkmale in der Literatur:

Die Erstbeschreibung der Art bei Smith (1856) ist sehr dürftig, doch erwähnt sie einige charakteristische Merkmale, nach denen die Art zu identifizieren ist: Die lineare Gestalt der Gürtelbandansicht und die stark heteropole Ansicht der Valvarseite mit einem runden, angeschwollenen Fußpol und sehr schmalem Kopfpol. Die erste Abbildung der Art von West (1860) ist zwar schematisiert, gibt aber diese Merkmale ungefähr wieder. Das genaue Aussehen der *A. ralfsii* (und ihre Umschreibung) blieb aber für fast ein Jahrhundert unklar.

Die Abbildungen und Beschreibungen, die Hustedt in mehreren Veröffentlichungen von dieser Art unter dem Namen *Peronia erinacea* (vgl. taxonomische Geschichte der Art) lieferte, sind alle von Zellen mit einer deutlich keilförmigen Gürtelbandansicht und mit nur schwachen Einschnürungen unter den Schalenpolen in Valvaransicht angefertigt. Erst Foged (1952 und 1962) bildet Valven mit stark geschwungenen Rändern - wie es dem Typusmaterial entspricht - ab. Sie weichen darin besonders deutlich von einer Form ab, die Hustedt (1959) aus dem Küstenkanal/Oldenburg beschrieben hat.

Wieder einen anderen Gestaltstyp zeichnen Patrick & Reimer (1966) aus nordamerikanischem Material: Die Valvaransicht dieser Form besteht aus einem sehr kräftig angeschwollenen, dreieckig gestalteten Fußpol, woran sich ein sehr schmales und völlig lineares Schalenmittelteil und -oberteil anschließt.

Die Schalenlänge wird in allen Veröffentlichungen mit 20 bis 50 µm angegeben, nur Foged (1952) findet auch Zellen bis zu 60 µm. Ebenso überein-

stimmend geben alle Autoren an, daß die Art in sumpfigen oder moorigen (dystrophen) Kleingewässern gefunden wurde, die mehr oder weniger niedrig im p_H-Wert lagen (Foged, 1962).

Die Angaben über die Zahl der Transapikalstreifen in 10 µm fallen bei den verschiedenen Autoren etwas unterschiedlich aus. Es ist aber zu betonen, daß die Streifen durchweg so fein sind, daß ein exaktes Zählen kaum mehr zu bewerkstelligen ist und überhaupt nur bei schiefer Beleuchtung vorgenommen werden kann, wodurch sich ganz erhebliche Abweichungen von den tatsächlichen Werten ergeben können (vgl. Feinstrukturteil).

Variationsbreite der Schalenmerkmale nach eigenen Beobachtungen:

Beim Vergleich des Typusmaterials der Art (Dolgelly/N. Wales; coll.: Ralfs) mit einer Aufsammlung aus dem Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland, in welchem Hustedt (1959) die Art gefunden hatte, fallen sofort zwei Unterschiede ins Auge: Die Transapikalstreifen der norddeutschen "*A. ralfsii*" sind bedeutend gröber als die der Typusvarietät und ihre Valvaransicht hat eine andere Umrißgestalt, indem die Schalenpole länglicher und vom mehr erweitert-zylindrischen Schalenmittelteil durch eine langgezogene Einschnürung abgetrennt sind. Besonders unter dem Kopfpol erhält diese Form dadurch ein Aussehen, als ob die Zelle dort mechanisch gestreckt worden wäre.

Die Transapikalstreifen der Form aus dem Küstenkanal zählen etwa 20 - 24 in 10 µm, während die der Typusform immer wesentlich feiner sind und zu mehr als 30 in 10 µm stehen.

Wie bereits die Abbildung bei Patrick & Reimer (1966) vermuten ließ, fand sich ein weiterer, abweichender Schalentyp der *A. ralfsii* in der nordamerikanischen Ausbildung dieser Art: Die Zellen sind in beiden Schalenansichten wesentlich schlanker als die der Typusform, der Fußpol ist im Verhältnis zur übrigen Schale stärker erweitert und besitzt immer eine mehr oder weniger deutlich dreieckige Gestalt. Die Variationsbreite der Länge fand ich (im Gegensatz zu Patrick & Reimer, 1966) mit 30 - 90 µm wesentlich größer als die der Typusvarietät. Die Frequenz der Transapikalstreifen entspricht bei kurzen, gedrungenen Schalen etwa dem Typus, bei sehr langen Schalen sind die Streifen ein wenig zarter und machen den Eindruck, als ob sie noch dichter ständen; es ist dies aber mit lichtmikroskopischen Mitteln nicht genau zu erkennen. Bei Schalen, an denen die Skulpturen deutlicher auszumachen sind, erkennt man, daß die Pseudoraphe der amerikanischen Sippe bedeutend weiter ist als bei der Typusvarietät oder auch der Sippe aus dem Küstenkanal; besonders trifft dies für den Teil der Pseudoraphe auf dem Fußpol zu (vgl. Feinstrukturteil).

Unter jedem der drei Schalentypen finden sich vereinzelt Zellen, die in ihrer Umrißgestalt dem benachbarten Typ nahekommen. In Verbindung mit den elektronenmikroskopischen Merkmalen und besonders unter Berücksichtigung der geographischen und ökologischen Verbreitung ist aber eine eindeutige Zuordnung möglich. Nach meiner gegenwärtigen Kenntnis der Art halte ich darum eine taxonomische Trennung dieser Schalentypen für gerechtfertigt. Übereinstimmungen in der Valvengestalt, im Biotop und insbesondere gemeinsame Unterschiede zu der anderen Süßwasserart der Gattung, *A. formosa*, verbieten eine Trennung in Arten; die drei Gestaltstypen der Art sind daher am besten als Varietäten unter *A. ralfsii* zu definieren.

Die untenstehende Tabelle stellt die Zellmaße verschiedener Aufsammlungen der Art den in der Literatur angegebenen Werten gegenüber.

Tab. 3: Variationsbreite der Zellänge, der transapikalen Schalenbreiten und der Transapikalstreifenfrequenz bei *Asterionella ralfsii*:

Aufsammlung	Schalenlänge µm	Fußpol µm	Schalenmitte µm	Kopfpol µm	Streifen in 10 µm
Dolgelly/Wales v. Sept. 1844 coll.: Ralfs (Typusmaterial)	34-43	3,0-4,5	2,2-3,1	1,2-2,0	28-30
Thirty Acre Pond, Rhode I./U.S.A. v. 19. 6. 1964 Coll.: Hargraves	47-60	ca. 5	ca. 2,4	ca. 2,0	30
Birchwood Lake, N. J./ U.S.A. v. 26. 4. 1967 coll.: Körner	36-90	3,6-4,4	1,6-2,4	1,2-1,6	30
Delaware River, Penna./U.S.A. v. 2. 8. 1957 coll.: Hohn	ca. 35	ca. 4	ca. 2,4	ca. 1,6	30
Küstenkanal/Oldenb. Deutschland v. 12. 11. 1966 coll.: Körner	30-46	2,4-3,2	2,0-3,2	1,6-2,4	20-24

Literaturzitat	Schalen-länge µm	Fußpol µm	Schalen-mitte µm	Kopfpol µm	Streifen in 10 µm
Smith, W. (1856) Dolgelly/Wales	46	?	?	?	?
Boyer, Ch. S. (1927) Saco Pond, N.H./USA	ca. 30	?	?	?	?
Hustedt, F. (1932) Wuokatti/Finnland	20-45	ca. 3	2-3	ca. 1,5	30-32
Foged, N. (1952) Voksenasen/Norw.	40-60	3,5-4,4	2,2-2,9	ca. 1,5	26-30
Hustedt, F. (1959) Küstenkanal/Oldb.	22-49	2,8-4	2-3	1,2-1,8	26-30(?)
Foged, N. (1962) Donegal/Eire	38-60	4,3-4,8	2-3,5	1-2	30-32
Patrick & Reimer (1966) Tobyhanna Creek, Pa.	20-50	ca. 3	ca. 1	ca. 0,8	ca. 32

Schalenfeinstrukturen

Die Frusteln der Art sind etwas kräftiger verkieselt als die der *A. formosa*, der sie sonst sehr ähnlich sind.

Valvaransicht:

Die Valven zeigen transapikal angeordnete Porenreihen in transapikalen, im elektronenoptischen Bild heller erscheinden Streifen, die als grubig verdünnte Partien der Schale zu verstehen sind (Fig. 104). Die Reihen haben voneinander einen Abstand von 200 - 250 nm, bei Formen aus dem Küstenkanal/Oldenburg (= var. *hustedtiana*, s. u.) von 250 - 400 nm. Damit ergeben sich ca. 36 - 40 Reihen in 10 µm bzw. um 26 in 10 µm bei der var. *hustedtiana**. Der Porenabstand innerhalb einer Reihe beträgt zwischen 90 und 140 nm; der Durchmesser der meist annähernd kreisrunden Poren entspricht mit 30 - 40 nm ungefähr dem der *A. formosa*-Poren. Die Porenreihen laufen bis fast zur Mitte der Valva und lassen so nur eine schmale, etwas

* Das sind etwas größere Werte als die mit dem Lichtmikroskop gemessenen. Ähnliche Diskrepanzen zwischen elektronen- und lichtoptischen Meßwerten bei großer Porenreihenfrequenz habe ich bei *A. glacialis* erhalten. Vgl. dort.

unregelmäßige Pseudoraphe mit 100 - 200 nm Breite frei (Fig. 101) oder sie können auch - in der var. *americana* - auf die randlichen Valvenpartien beschränkt sein, woraus eine sehr breite und unregelmäßig begrenzte Längsarea resultiert (Fig. 106). Im letzteren Fall kann die transapikale Breite dieser Pseudoraphe bis 1 µm in der Zellmitte erreichen; auf dem Fußpol erweitert sie sich noch, wird aber von einzelnen Poren durchsetzt (Fig. 106). Häufig bleiben in dieser Längsarea die heller erscheinenden Transapikalgruben sichtbar (Fig. 106).

Sowohl auf dem Fußpol als auch auf dem Kopfpol ist meistens in einer der letzten Transapikalporenreihen ein schlitzförmiger, vermutlich trichterartig eingesenkter Gallertporus zu finden; er liegt wie bei *A. formosa* der Pseudoraphe benachbart, also nahe dem Zentrum der Valva (Fig. 101, 104), bzw. bei der var. *americana*, entsprechend deren verbreiterter Pseudoraphe, häufiger am Valvenrand (Fig. 105, 106).

Der Fußpol trägt in der basalen Umbiegestelle der Valva ein Polporenfeld aus zahlreichen, apikal laufenden Porenreihen, die mit ca. 60 nm Abstand voneinander sehr dicht stehen; fast ebensoweit sind die Poren einer Reihe voneinander entfernt. Bei der var. *hustedtiana* reicht dieses Porenfeld weiter in die Fläche des Fußpols hinein und steht im allgemeinen deutlich asymmetrisch zur Schalenlängsachse (Fig. 101). Auf dem Kopfpol ist ein solches Polporenfeld ebenfalls ausgebildet, jedoch sehr viel kleinflächiger und nur aus wenigen Apikalporenreihen zusammengesetzt (Fig. 101, 103).

Gürtelbandansicht:

Der Valvenmantel mit einer Breite von ca. 400 - 600 nm (am Fußende etwas breiter) zeigt die Transapikalporenreihen der Valvenfläche. Sie enden vor einem schmalen, strukturlosen und verdünnten Rand, der ganz seicht gebuchtet ist mit etwa 170 nm breiten "Lappen" (Fig. 105 zeigt sie an einer Valvaransicht) und an dessen Innenseite sich das Gürtelband der Theca anlegt (Fig. 102). Die Gürtelbänder gleichen denen von *A. formosa*; sie tragen eine Längsreihe von Poren und verbreitern sich stark am Fußpol, weniger stark am Kopfpol. Auf den Verbreiterungen tritt eine weitere Porenreihe (oder mehrere) hinzu. Die Bänder sind spangenförmig am Kopfpol offen und überlappen sich dort etwas. Zuweilen fügen sich zwischen die primären Pleuren der beiden Theken weitere, schmälere Kieselbänder von ähnlichem Bau ein, besonders bei den mehr gedrungenen Zellen der var. *hustedtiana*. Die Deckungsverhältnisse von Valven und Gürtelbändern entsprechen genau denen der *A. formosa* und der anderen Arten der Gattung (vgl. p. 588).

In den seitlichen Umbiegestellen der Valva stehen kleine Randdörnchen, die am oder nahe dem Fußende zur Basis, sonst zum Kopfende hin gekrümmt sind (Abb. 102). Sie sind etwas kräftiger bei der Varietät aus dem Küstenkanal/Oldenburg entwickelt.

Die Zellen sind mit den leicht abgerundeten Fußpolecken (Fig. 102; vgl. auch Fig. 35) zu sternförmig-schraubigen Kolonien vereinigt; hierbei berühren sich die Valven der Nachbarzellen unmittelbar, an den Kontaktstellen finden sich das Polporenfeld und eine Vielzahl sehr kleiner Dörnchen.

Neuumschreibung der Art

A. ralfsii unterscheidet sich durch den Umriß der Valvar- und Gürtelbandseite, insbesondere aber durch das Vorkommen in moorigen (dystrophen) Gewässern mit niedrigem p_H-Wert von der anderen Süßwasserart der Gattung, *A. formosa*. In den elektronenmikroskopischen Merkmalen zeigt die Art zu *A. formosa* enge Verwandtschaft.

Asterionella ralfsii W. Smith (1856), Syn. Brit. Diat. (London), vol. 2:p.81

Typus:

Herb. British Museum (Natural History) London (Herb. Jenner): "*Diatoma stellare*, Dolgelly, Sept. 30/44, Ralfs"

Loc.: "Boggy pool at the base of Cader Idris, near Dolgelly/Wales" J. Ralfs coll.

Isotypen:

Herb. Mus. Brit., Nr. B.M. 24422

Herb. Mus. Brit., Nr. B.M. 47207

Herb. Mus. Brit., Nr. B.M. 36337

Herb. Mus. Brit., (Herb. SMITH), "*Asterionella ralfsii* Dolgelly 1844"

Synonyme:

Diatoma stellare Ralfs in manuscr. (nomen nudum)

Asterionella formosa var. *ralfsii* (W. Sm.) Wolle (1890), Diat. North America (Bethl.): tb. 46, fig. 5 - 6

Asterionella formosa var. *ralfsii* (W. Sm.) Van Heurck (1896), Treatise Diat. (London): p. 321

Peronia erinacea Bréb. & Arn. sensu Hustedt (1932) Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 262 (excl. syn.)

Peronia erinacea var. *lysebuensis* Foged (1952) Nytt Mag. Bot., *1*: p. 118

Asterionella fibula (Bréb.) Hustedt (1952), Ber. Deutsch. Bot. Ges., *65* (8): 272-276 (pro parte et excl. syn.)

Asterionella gracillima var. *ralfsii* (W. Smith) Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): 77 (excl. syn.)

Beschreibung:

Valvaransicht stark heteropol, mit großem, ± rundlich erweitertem Fußpol, bauchig aufgetriebener Schalenmitte und kleinem, rundlich-länglichem Kopfpol; Schalenpole vom Zellmittelteil deutlich abgeschnürt. Transapikalporenreihen fein und engstehend, lichtmikroskopisch nur schwer zu erkennen; in der Valvenlängsachse eine schmale Pseudoraphe freilassend. Fuß- und Kopfende vor den Zellapices mit je einem Polporenfeld, auf dem Kopfpol nur wenig entwickelt. Beide Schalenpole meistens mit einem benachbart zur Pseudoraphe gelegenen Gallertporus, der lichtmikroskopisch jedoch oft unsichtbar ist. Randdörnchen im allgemeinen sehr klein.

Gürtelbandansicht rechteckig mit schwach erweitertem Fußende oder insgesamt keilförmig zum Kopfpol hin sich verjüngend. Gürtelbandansatzstellen als zwei Längslinien erkennbar. Zwei Pleuren pro Zelle, seltener weitere, sekundäre Bänder zwischen ihnen eingefügt (vgl. Anmerkung auf p. 625). Fußpolecken kantig oder leicht gerundet, an ihnen Zellen zu sternförmig-schraubigen Kolonien verbunden. Individuenzahl der Kolonien stark wechselnd.

Chromatophoren: Mehrere, lappig-flächige Gebilde; der Zellwand anliegend.

Zellänge: Variabel, meist zwischen 20 - 60 µm

Transapikale Schalenmaße:

Fußpoldurchmesser: 3 - 5 µm
Breite in der Schalenmitte: 2 - 3,5 µm
Kopfpoldurchmesser: 1 - 2 µm

Pervalvare Zellhöhe: Sehr variabel und vom Teilungszustand der Zelle abhängig, meist bis zu 3 µm oder mehr.

Transapikalporenreihenfrequenzen: 28 - 32 in 10 µm lichtmikroskopisch gemessen; tatsächliche Werte vermutlich etwas höher.

Verbreitung:

Bisher in Mittel-, West- und Nordeuropa gefunden; im Plankton des Süßwassers stehender Gewässer; bevorzugt Wasser mit p_H-Werten zwischen 5 und 6; meist selten.

Beschreibungen:

PRITCHARD, A. (1861) - A History of Infusoria; (London): p. 779

GRUNOW, A. (1862) - Verh. K. K. Zool.-Bot. Ges. Wien, *12*: p. 408

DE TONI, G. B. (1892) - Sylloge Bacillariearum (Patavii): p. 678

VAN HEURCK, H. (1896) - A Treatise on the Diatomaceae (London): p. 321 als *A. formosa* var. *ralfsii*

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 262 als *Peronia erinacea*

FOGED, N. (1952) - Nytt Mag. Bot., *1*: p. 118 als *Peronia erinacea* var. *lysebuensis*

HUSTEDT, F. (1952) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *65* (8): p. 272 - 276 als *A. fibula* pro parte

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): p. 77 als *A. gracillima* var. *ralfsii*; p. 134 als *Peronia erinacea*

ROSS, R. (1956) - Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 12, *9*: p. 79 - 80

FOGED, N. (1962) - Bot. Tidsskrift, *58* (1/2): p. 68 - 71

SIEMINSKA, J. (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii (Warszawa): p. 180 als *A. fibula*

Abbildungen:

WEST, T. (1860) - Quart. J. Microscop. Sci., *8*: tb. 7, fig. 9 - 9a

VAN HEURCK, H. (1880-85) - Synopsis Diat. Belg. (Anvers; 1880-81 Atlas): tb. 52, fig. 2

WOLLE, Rev. F. (1890) - Diat. North America (Bethlehem, Pa.): tb. 46, fig. 5 als *A. formosa* var. *ralfsii*

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 262, fig. 738 als *Peronia erinacea*

SCHMIDT, A. (1933) - Atlas der Diatomaceenkunde (Leipzig): tb. 382, fig. 109-112 als *Peronia erinacea*

FOGED, N. (1952) - Nytt Mag. Bot., *1*: p. 112, fig, 3 l,m als *Peronia erinacea* var. *lysebuensis*

HUSTEDT, F. (1952) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *65* (8): p. 273, fig. a-c als *A. fibula*

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): Fig. 401 B i als *A. gracillima* var. *ralfsii*; Fig. 401 B l als *A. grac.* var. *ralfsii*; Fig. 482 als *Peronia erinacea*

HUSTEDT, F. (1959) - Veröff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven, *6*: tb. 2, fig. 34 - 38

FOGED, N. (1962) - Bot. Tidsskrift, *58* (1/2): p. 69, fig. 1-3

SIEMINSKA, J. (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii(Warszawa): p. 181, fig. 236 als *A. fibula.*

Asterionella ralfsii var. **hustedtiana** var. nov.

Abbildung: Fig. 24 - 28

Beschreibung:

Valvaransicht stark heteropol, mit länglich-rundlich erweitertem Fußpol, erweitert-zylindrischer Schalenmitte und etwas verbreitertem, länglichem Kopfpol. Schalenpole abgeschnürt, besonders der Kopfpol durch eine langgezogene Einschnürung vom Mittelstück abgesetzt. Transapikalporenreihen fein, aber weniger dicht stehend als bei der Typusvarietät; in der Valvenachse eine schmale, ein wenig krumme Pseudoraphe freilassend. An beiden Schalenenden je ein Polporenfeld, das klein auf dem Kopfpol, großflächig und meist etwas asymmetrisch zur Apikalachse auf dem Fußpol ausgebildet ist. Gallertporen auf beiden Schalenpolen im allgemeinen vorhanden und der Pseudoraphe benachbart. Randdörnchen kräftig, meistens auch im Lichtmikroskop gut erkennbar.

Gürtelbandansicht linear rechteckig, mit nur schwach erweitertem Fußende. Jede Zelle mit zwei Pleuren, zwischen ihnen zuweilen sekundäre Bänder eingefügt. Ansatzstellen der Gürtelbänder im Lichtmikroskop als Längslinien sichtbar. Fußpolecken schwach abgerundet, mit sehr kleinen Dörnchen besetzt. Zellen mit den Fußpolkanten zu sternförmig-schraubigen Kolonien aus unterschiedlich vielen Individuen verbunden.

Chromatophoren: Mehrere, flächige Gebilde; den Zellwänden anliegend.

Zellänge: Variabel, 25 - 50 µm

Transapikale Schalenmaße:

Fußpoldurchmesser: 2,4 - 3,5 µm
Breite in der Schalenmitte: 2 - 3,2 µm
Kopfpoldurchmesser: 1,6 - 2,4 µm

Pervalvare Zellhöhe: Sehr variabel, oft zwischen 2 - 3 µm

Transapikalporenreihenfrequenz:

20 - 24 in 10 µm lichtmikroskopisch gemessen; elektronenmikroskopisch gemessene Werte um 26 in 10 µm.

Verbreitung:

Im Ostteil des Küstenkanals und in der Hunte in der Nähe von Oldenburg/ Niedersachsen, Deutschland, verbreitet (Gewässer mit einem p_H-Wert zwischen 6 und 7). Im Frühjahr und Herbst manchmal nicht selten.

Diagnose:

Differt a typo et altera varietate striis transapicalibus grossioribus, constrictione sub capitipolum sita elongata et area pororum asymmetrice posita prope basin (per microscopium electronicum visa).

Unterscheidet sich von der Typusvarietät und der anderen Varietät der Art durch die gröbere Transapikalstreifung, durch eine langgestreckte Einschnürung unter dem Kopfpol und elektronenmikroskopisch durch das asymmetrisch gelegenene Polporenfeld am Fußende.

It differs from the nominate variety and from the other variety by coarser transapical striae, by an extended constriction below the head pole, and - by means of the electron microscope - by the asymmetrically situated pore area at the base of the valve.

Holotypus:

Specimen originarium in Herb. Mus. Bot. Berolinensis (Nr. 25635); lectum in canale "Küstenkanal" prope oppidum "Oldenburg/Niedersachsen" (Germania Septentrionalis), 12. XI. 1966.

Isotypi:

Academy of Natural Sciences of Philadelphia; British Museum (Natural History) London

Synonyme:

Asterionella fibula (Bréb.) Hustedt (1952), Ber. Deutsch. Bot. Ges., *65* (8): p. 272-276 (pro parte et excl. syn.)

Asterionella ralfsii W. Smith sensu Ross (1956), Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 12, *9*: p. 79-80 (pro parte)

Beschreibungen:

HUSTEDT, F. (1959) - Veröff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven, *6*: p. 33-35 als *A. ralfsii*

Abbildungen:

HUSTEDT, F. (1959) - Veröff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven; *6*: tb. 2 fig. 39-43 als *A. ralfsii*

Asterionella ralfsii var. **americana** var. nov.

Abbildung: Fig. 29 - 35

Beschreibung:

Valvaransicht stark heteropol, mit sehr stark erweitertem, dreieckigem Fußpol und etwas aufgebauchter Zellmitte; Kopfpol schwach länglich-rundlich verbreitert. Transapikalstreifen sehr fein, auf die Randpartien der Valva beschränkt und von etwas unterschiedlicher Länge, so eine unregelmäßig begrenzte, breite Längsarea (Pseudoraphe) freilassend. Pseudoraphe auf dem Fußpol weiter verbreitert. Vor den Zellapices beider Schalenenden je ein in Apikalrichtung kurzes Polporenfeld. Auf dem Fußpol erstreckt sich dieses Feld aber über zahlreiche Porenreihen in Transapikalrichtung. Gallertporen auf beiden Schalenpolen vorhanden und am Valvenrand gelegen. Randdörnchen sehr klein, lichtmikroskopisch nicht immer sichtbar.

Gürtelbandansicht langgestreckt schmal linear, mit etwas verbreitertem Fußende. Pro Zelle zwei Pleuren, deren Ansatzstellen als zwei Längslinien, besonders am Fußpol, sichtbar sind. Fußpolecken kantig, mit ihnen sind die Zellen zu sternförmig-schraubigen Kolonien wechselnder Individuenzahl verbunden.

Chromatophoren zu mehreren; als flache Lappen vorwiegend an der Peripherie des Zellumens angeordnet.

Zellänge: Variabel, 20 - 90 μm

Transapikale Schalenmaße:

Fußpoldurchmesser: 3,5 - 5 μm
Breite in der Schalenmitte: 1,5 - 2,4 μm
Kopfpoldurchmesser: 1 - 2 μm

Pervalvare Zellhöhe: Sehr variabel, im allgemeinen zwischen 1 und 3 μm in der Mitte.

Transapikalporenreihenfrequenz:

Mehr als 30 in 10 μm lichtmikroskopisch gemessen; 36 - 40 in 10 μm im elektronenoptischen Bild.

Verbreitung:

Die Varietät ist in Seen, Teichen und Bächen mit schwach sauerem p_H in den Neuengland- und Mittelatlantikstaaten der U.S.A. verbreitet. Sie ist in diesen Gewässern besonders im Frühjahr nicht selten.

Diagnose:

Differt a typo et altera varietate pedipolo triangulari, latitudine transapicali minore in media parte valvae et distributione geographica disjuncta; praeterea area longitudinale hyalina ("pseudoraphe") lata per microscopium electronicum dignoscenda.

Unterscheidet sich von der Typusvarietät und der anderen Varietät der Art durch die dreieckige Gestalt des Fußpols, die geringere transapikale Breite in der Zellmitte und die distinkte geographische Verbreitung; außerdem ist sie elektronenmikroskopisch durch die weite Pseudoraphe zu erkennen.

It differs from the nominate variety and the other variety by the triangular shaped foot pole, the smaller transapical width in the middle of the valve and by the distinct geographical distribution; besides to be distinguished by means of the electron microscope by the broad pseudoraphe.

Holotypus:

Specimen originarium in Herb. Mus. Bot. Berolinensis (Nr. 25636); lectum in lacu "Birchwood, New Jersey/U.S.A.", 26. IV. 1967.

Isotypi:

Academy of Natural Sciences of Philadelphia; British Museum (Natural History) London

Synonyme:

Asterionella ralfsii W. Smith sensu Boyer (1927), Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *78* (Suppl.): p. 213

Asterionella ralfsii W. Smith sensu Patrick & Reimer (1966), Diat. United States, vol. 1 (Philadelphia): p. 160

Beschreibungen:

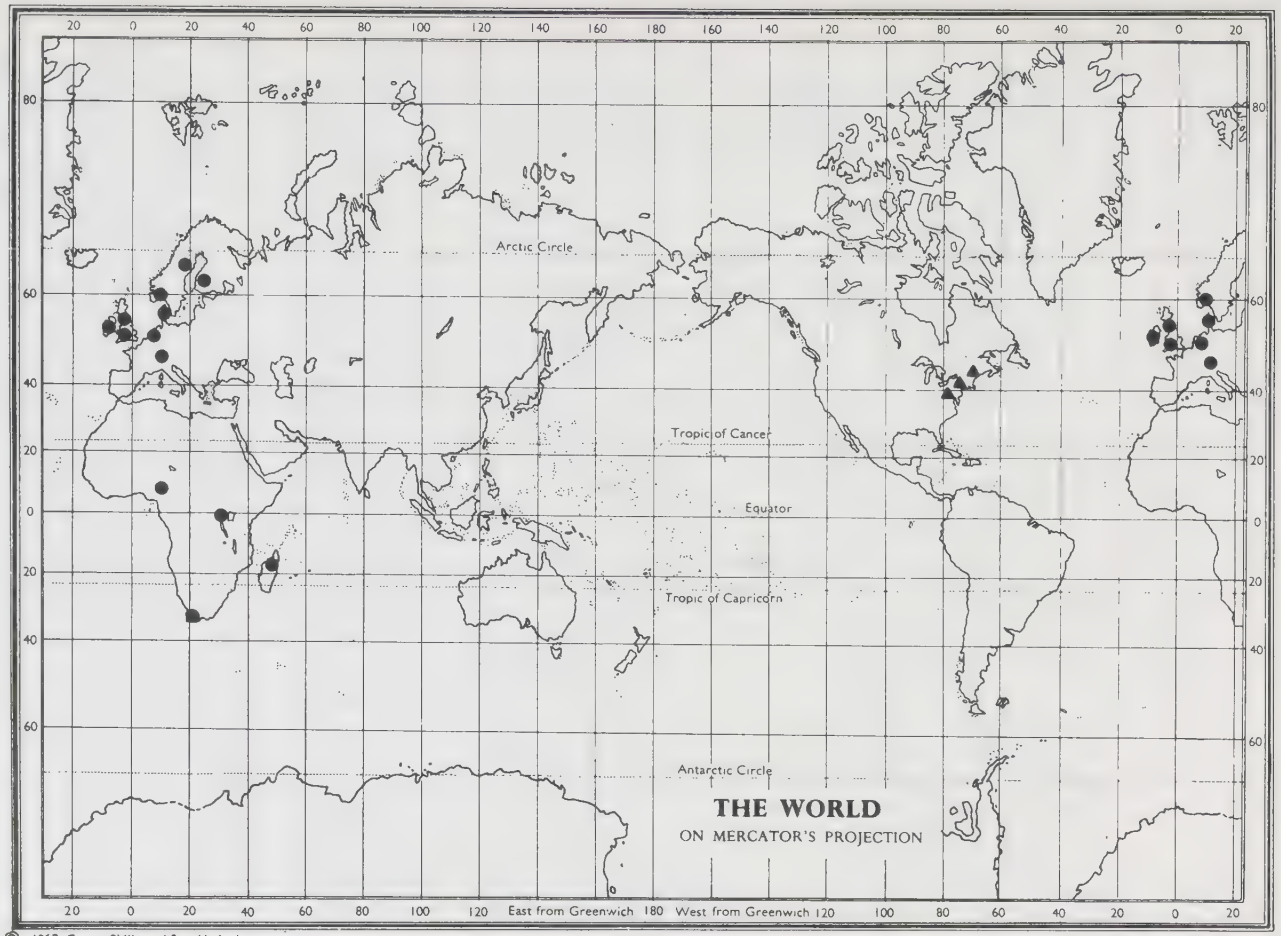
BOYER, Ch. S. (1927) - Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *78* (Suppl.): p. 213 als *A. ralfsii*

PATRICK, R. & Ch. W. REIMER (1966) - The Diatoms of the United States (Philadelphia): p. 160 als *A. ralfsii* var. *ralfsii*

Abbildungen:

WOLLE, Rev. F. (1890) - Diat. North America (Bethlehem, Pa.): tb. 46, fig. 7 als *A. bleakeleyi*

PATRICK, R. & Ch. W. Reimer (1966) - The Diatoms of the United States (Philadelphia): tb. 9, fig. 5 als *A. ralfsii* var. *ralfsii*



© 1963, George Philip and Son, Limited.

PRINTED IN GREAT BRITAIN BY GEORGE PHILIP AND SON, LIMITED, LONDON

The London Geographical Institute.
KFC.

Verbreitung von Asterionella ralfsii W.SM. (●) und der Varietäten var. hustedtiana (●) und var. americana (▲)

Asterionella glacialis Castracane

(Syn.: *Asterionella japonica* Cleve)

Taxonomische Geschichte der Art:

Die erste gültige Veröffentlichung der *Asterionella glacialis* erfolgte durch Castracane (1886) in "Report on the Diatomaceae collected by H.M.S. 'Challenger' during the years 1873-76". Die Diagnose und die beigefügte Abbildung beschreiben alles Wesentliche der Art, so daß sie zweifelsfrei mit einer anderen Art, *Asterionella japonica*, die von Cleve & Möller (1882) ebenfalls in Challenger-Proben gefunden und als Präparat Nr. 307 ihrer Sammlung herausgegeben wurde, zu identifizieren ist. Jedoch erwähnen die beiden Autoren im Beiheft zur Präparatesammlung lediglich: "*Asterionella japonica* n. sp., Yeddo Bay, Japan, Surface Diatoms; Challenger Expedition". Dies kann nach dem Internationalen Code der Botanischen Nomenklatur nicht als gültige Veröffentlichung anerkannt werden; *A. japonica* Cleve ist als Synonym zugunsten von *A. glacialis* Castr. einzuziehen.

Fünfzehn Jahre nach der Publikation seiner *A. japonica* beschrieb Cleve (1897) aus der Nordsee (engl. Küste) die Art *Asterionella spathulifera*, die nach der Abbildung mit *A. glacialis* Castr. und *A. japonica* Cleve identisch ist. Von Ostenfeld wurde das 1899 (in: Knudsen & Ostenfeld, 1899) erkannt. Cleve selbst stimmte dem in einer späteren Veröffentlichung zu (Cleve, 1900) und führte darin seine *A. spathulifera* als Synonym zu *A. japonica* Cleve.

In allen weiteren, mir bekannten Publikationen, die die Art erwähnen, ist sie auf Grund ihrer charakteristischen Gestalt immer klar angesprochen worden; jedoch führten sie alle Autoren ausnahmslos unter dem Namen *A. japonica* Cleve auf (z. B. Gran, 1908; Okamura, 1911; Meunier, 1915; Boyer, 1927; Hustedt, 1932; Hendey, 1937; Cupp, 1943; van der Werff & Huls, 1957 u. a.).

Sehr bemerkenswert ist noch eine Abbildung von T. West (1860), weil sie zeigt, daß die Art bereits 1860 im englischen Kanal gefunden worden ist. Obwohl West sie für eine fragliche Varietät der *A. bleakeleyi* W. Smith hielt, läßt doch seine Zeichnung (Tafel 7, fig. 10*) keinen Zweifel daran, daß es sich um *A. glacialis* Castr. gehandelt haben muß; umsomehr als wir heute wissen, daß diese Art an den englischen Küsten nicht selten ist.

In Planktonartenlisten aus dem Golf von Panama vermerkte Smayda (1966) kürzlich eine *Asterionella japonica* forma *tropicum*. Die Veröffentlichung dieser Sippe steht noch aus.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 36 - 38)

Valvaransicht:

Im Umriß löffelförmig: Mit breitem, ovalem Fußpol und einem sehr schmalen und langgezogen-fadenförmigen Schalenmittelteil. Kopfende ohne Anschwellung und vom Mittelteil nicht abgesetzt. Am Ende des Fußpols ein kinnartig hochgewölbtes, ovales Feld, das die Verbindung mit der Nachbarzelle in der Kolonie herstellt. Transapikalstreifen sehr zart, im Lichtmikroskop nur bei schiefer Beleuchtung oder im Phasenkontrast undeutlich zu erkennen. Ein Bestimmen der Streifenfrequenz ist praktisch nicht möglich und für das Erkennen der Art auch nicht entscheidend. Bei weniger schwach verkieselten Exemplaren ist eine Pseudoraphe im unteren Teil der Schale sichtbar.

Gürtelbandansicht:

Langgestreckt schmal, mit sehr stark erweitertem, dreieckigem Fußteil. Übriger Teil der Frustel ohne Erweiterung und mit parallelen Rändern. Zwischen den Zellhälften sind zahlreiche Bänder eingelagert. Die pervalvare Verbreiterung im Fußpol ist durch eine Verbreiterung der Valvenmäntel, aber auch durch ein Breiterwerden der Gürtelbänder in diesem Bereich bewirkt. Zudem scheinen die Gürtelbänder sich im basalen Zellteil weniger zu überlappen (vgl. auch Feinstrukturabschnitt). Die Zellen sind mit einem kragenartigen Fortsatz an der basalen Umbiegestelle jeder Valva mit den Nachbarzellen zu einer schraubenförmig gedrehten Kolonie aus zahlreichen Individuen verbunden. Zwischen den Zellen sind - im Widerspruch zu der Abbildung Okamuras (1911), Tafel 13, fig. 56 a - keine Gallertpolster zu beobachten. Die Verstärkungsleisten der ersten Gürtelbänder an den beiden Valven einer Zelle sind immer - zumindest im breiten Fußteil - mehr oder weniger deutlich als lichtbrechende Linien bemerkbar.

Im basalen, erweiterten Zellteil befinden sich zwei halbkugelig gekrümmte Chromatophoren, zwischen ihnen der Zellkern.

Zellmaße:

Schalenlänge: 30 - 150 µm

Breite (Mitte): 0,5 - 1 µm

Fußpoldurchmesser: 6 - 12 µm

Pervalvare Zellhöhe der Basis: ca. 7 - 18 µm oder mehr

Variabilität der Art

Variationsbreite der Schalenmerkmale in der Literatur:

Seit der Erstveröffentlichung der *A. glacialis* im Jahr 1886 zeigen alle Abbildungen unverwechselbar den charakteristischen Umriß der Zellen dieser Art. Das weist auf die relativ geringe Variabilität von wesentlichen Schalenteilen, zumindest aber auf die geringe Variationsbreite der Zellproportionen hin. Variabel ist von den lichtmikroskopischen Merkmalen besonders die Zellänge; jedoch ändert auch dabei lediglich der schmale Schalenteil seine Länge und der Zellumriß im ganzen behält seinen Charakter.

Die Zeichnung Castracanes (1886) stellt ein Exemplar dar, das mit 85 µm eine durchschnittliche Länge aufweist. Im Verhältnis zu der Auftreibung des Fußpols, sowohl in Valvar- als auch in Gürtelbandansicht, ist der schmale Teil der Frustel vergleichsweise sehr breit. Als weitere Merkmale sind die Gürtelbandleisten sowie die Schraubenkolonie abgebildet.

Die nächste Figur einer *A. glacialis*, von P. T. Cleve (1897) als *Asterionella spathulifera* geliefert, ist von guter Qualität und läßt eine Identifizierung mit der Art ohne Zweifel zu. In Cleves Zeichnung sind erstmals weitere wichtige Merkmale dargestellt: Die Pseudoraphe und die ovale Verbindungsstelle der Valva zur Nachbarzelle in der Kolonie.

Alle späteren Beschreibungen und Abbildungen - soweit sie überhaupt Originalzeichnungen der Art bringen, wie z. B. Meunier (1915), Okamura (1911), Hustedt (1932) - zeigen Valvar- und Gürtelbandansichten, die nur in Nuancen von denen Castracanes oder Cleves abweichen. Besonderer Erwähnung wert ist die Wiedergabe der Art bei Cupp (1943), weil diese Autorin zum ersten Mal die große Variabilität der Schalenlänge verdeutlichte.

Nach einer Ankündigung von Smayda (1966) soll in einer späteren Veröffentlichung des Autors eine forma *tropicum* beschrieben werden, die vermutlich von dem charakteristischen Erscheinungsbild der *A. glacialis* abweichen dürfte.

Einen Überblick über die Variabilität der in der Literatur niedergelegten Zellmaße gibt die im Anschluß an das nächste Kapitel angefügte Tabelle.

Variationsbreite der Art nach eigenen Beobachtungen:

Auf Grund der charakteristischen Zellproportionen ist *A. glacialis* in allen Aufsammlungen immer sicher anzusprechen. Wie oben bereits ausgeführt, ist die Zellänge sehr veränderlich, wodurch bei kurzen Individuen die basale

Verbreiterung in der Gürtelbandansicht sehr weit zum Kopfpol hin ausgedehnt erscheinen kann. Trotzdem bleibt auch in solchen Fällen die typische Zellform erhalten, da die Erweiterung immer mehr oder weniger plötzlich in den schmalen Zellbereich übergeht. Die von mir beobachtete maximale Schalenlänge war etwas geringer als die von Cupp (1943) beschriebene, nämlich 115 µm; dagegen stimmt die untere Grenze der Zellänge mit der von Cupp angegebenen überein: 30 µm. (Andere Verhältnisse ergaben sich jedoch in Kulturmaterial der Art. Näheres dazu s. u.)

Die Transapikalstreifen ordne ich wegen ihrer außerordentlichen Zartheit den Feinstrukturmerkmalen zu und behandle deren Variabilität im elektronenmikroskopischen Abschnitt über die Art.

Sehr variabel ist erwartungsgemäß die Zahl der Zellen in einer Kolonie, da sie stark von der Teilungsfrequenz der Zellen und von Turbulenzen im umgebenden Medium abhängt. Allgemein sind aber höhere Zahlen häufig, so daß deutlich schraubig gedrehte Kolonien die Regel sind.

In der Tabelle 4 sind eigene, an verschiedenen Aufsammlungen gemessene Werte und solche, die aus der Literatur bekannt sind, zusammengestellt.

Tab. 4

Variationsbreite der Schalenlänge, des Fußpoldurchmessers und der Schalenbreite in der Mitte bei *Asterionella glacialis*:

Aufsammlung	Schalenlänge (µm)	transap. Fußpoldurchm. (µm)	transap. Breite (Mitte) (µm)
Yeddo-Bay, Japan Challenger Expedition v. 5. 6. 1875	90-115	9-10	0,5-1
Nordsee von Prof. West, Dundee v. 1921	30- 60	6- 8	0,5
Nordsee (Helgoland) v. 8. 9. 1967	52-104	9-10	0,5-1
Bassin d'Arcachon (Franz. Atlantikküste) Tempère & Peragallo	60- 80	6- 8	0,5-1
Castellón, Spanien (Mittelmeer) v. 22. 12. 1965	65-100	8- 9	0,5

Chesapeake Bay, Va. (U.S.A.-Ostküste) v. 10. 2. 1966	38-100	9-10	0,5-1
Margate, N.J. (U.S.A.-Ostküste) v. 9. 4. 1967	40- 90	9-10	0,5-1

Literaturzitat	Schalenlänge (μm)	transap. Fußpoldurchm. (μm)	transap. Breite (Mitte) (μm)
Castracane (1886) "Antarktisches Meer"	ca. 85	ca. 11	ca. 2,5
Cleve (1897) Nordsee v. 16. 4. 1895	ca. 62	ca. 7,5	ca. 1
Gran (1908) Nordsee; Island	50- 85	?	?
Meunier (1915) Flämisches Meer	46- 56	7	0,5
Boyer (1927) Nordam. Ost.- u. Westk.	30- 90	?	?
Hustedt (1932) Europäische Küsten	50-100	?	?
Cupp (1943) Nordam. Westküste	30-150	8-12	0,8-1
Van der Werff & Huls (1957) Nordsee	50-100	10-13	ca. 2
Hendey (1964) Britische Küsten	50- 90	?	?

Variationsbreite der Art im Kulturversuch:

Das Zellmaterial für die Kulturen entstammte einer Planktonprobe aus der Nordsee (Helgoland), entnommen am 8. Sept. 1967 mit einem Nannoplanktonnetz nach Höll, 30 μm Maschenweite. Die Klonkulturen wurden in der oben beschriebenen Weise angelegt und wuchsen unter den an derselben Stelle erläuterten Bedingungen. In größeren Zeitabständen wurden einzelne

Proben präpariert, die Frusteln ausgemessen oder elektronenmikroskopisch untersucht (vgl. auch Feinstrukturabschnitt).

Die Schalenlänge nahm während des Beobachtungszeitraums laufend ab. Das Diagr. 7 zeigt neben der Ausgangslänge der Klonstammzellen am 12. Sept. 1967 von 48,3 μm die Längenverteilungen in 3 Proben vom 1. Juni 1968, vom 28. Nov. 1968 und vom 18. Feb. 1969. Der Stichprobenumfang n_o betrug jeweils 100 Schalen; die Häufigkeit jeder Klasse (mit der Klassengröße 0,8 μm) ist in Relativwerten n/n_o auf der Ordinate, die Schalenlänge in μm auf der Abszisse aufgetragen. In Diagr. 8 sind die Dichtemittel ("mode") dieser Verteilungskurven sowie der Ausgangswert vom 12. Sept. 1967 über der Zeit aufgetragen. Man erkennt, daß die Zellänge etwa linear während des Beobachtungszeitraums abnahm.

Eine Fehlerbetrachtung läßt allerdings Zweifel an der angedeuteten linearen Abhängigkeit von Schalenlänge und Zeit aufkommen. Das Diagramm dürfte wohl nur den oberen, fast geradlinigen Verlauf einer Exponentialkurve skizzieren, jedoch ist eine genauere Nachprüfung in diesem Rahmen einer bloß qualitativen Variabilitätsuntersuchung überflüssig.

Im Gegensatz zur Zellänge wuchs die pervalvare Höhe der Zellen um etwa 1 - 2 μm an; präpariertes Material ließ erkennen, daß hierbei die Zahl der sekundären Gürtelbänder zugenommen hatte.

Eine längere Beobachtung von *A. glacialis* in Kulturen des Oceanographic Institute, University of British Columbia, Vancouver/Canada durch Dr. J. F. G. Taylor ergab, daß die Art sich sehr stark in apikaler Richtung verkürzen kann, sich dabei aber immer stärker pervalvar verlängert bis in Gürtelbandansicht Formen von der Gestalt einer *Guinardia* mit zahlreichen Gürtelbändern entstehen. Die Valvaransicht solcher Schalen ist dann oval oder rund, besteht also nur aus der früheren Fußpolerweiterung ohne den schmalen Schalenmittel- und Kopfteil. Wie aber auch die Feinstruktur der Valven zeigt, ist diese Form als Kulturmonstrosität anzusehen. Eine genauere Behandlung dieser Kulturerscheinung soll einer gesonderten Veröffentlichung vorbehalten bleiben (Taylor, Körner & Barrett, im Druck).

In meinen eigenen Kulturen blieb die transapikale Fußpolbreite der Zellen völlig konstant. Ebenso änderte sich die Breite des fadenförmigen Schalenteils praktisch nicht. Nur in gealterten Kulturen zeigten sich zuweilen Formen mit Auftreibungen am Kopfpol: Schwach in transapikaler Richtung, pervalvar aber manchmal so stark, daß doppelkegelförmige Gürtelbandansichten auftraten.

Bei stark verkürzten Formen änderte die Gürtelbandseite der Zellen ihr Aussehen dadurch, daß die Fußpolverbreiterung sich gleichmäßig bis zum Kopfpol hin verjüngte. Die Frusteln erlangen dann in dieser Ansicht eine keilförmige, *Licmophora*-ähnliche Gestalt mit gerade abgeschnittenem Kopfpol.

Unverändert blieb in meinen *A. glacialis*-Kulturen die Koloniegestalt: Die Zellen bleiben immer mit den kragenartigen Stellen im basalen Bereich jeder Valva zu schraubig gedrehten Ketten verbunden. Sehr unterschiedlich ist die Zahl der Zellen pro Kolonie. Bei sehr alten Kulturen tritt zuweilen ein Zerfall in Einzelzellen oder Zellpaare ein.

Die Tatsache, daß *A. glacialis* ihr Zellvolumen dadurch konstant halten kann, daß eine Verminderung der Schalenlänge mit einer Vermehrung der Gürtelbänder und damit einer Verlängerung der Pervalvarachse kompensiert wird, läßt vermuten, daß die Art nur im Abstand mehrerer Jahre zur geschlechtlichen Fortpflanzung und Aufregulierung der Zellgröße genötigt ist. Das wiederum erklärt die sehr große Variabilität der Schalenlänge, die bei *A. glacialis* größer ist als bei Diatomeenarten, die in kürzeren Zeitintervallen Auxosporenstadien einschalten.

Die Untersuchungen zur Variabilität der *A. glacialis* zeigten, daß von lichtmikroskopischen Merkmalen in erster Linie die transapikalen Ausdehnungen der Schale, die besonderen Ausbildungen der Valven (das sind: Die ovale Fußpolerweiterung am Ende eines dünnen, schmalen Schalenmittelteils und die kinnartig hochgewölbte Verbindungsstelle an der Basis) sowie die schraubige Kolonieform zur Charakterisierung der Art heranzuziehen sind. Schlechter oder nicht geeignet dafür sind auf Grund der großen Variationsbreite die Schalenlänge, die Maße der pervalvaren Zellhöhe und die Zellzahl in der Kolonie.

Schalenfeinstrukturen:

Die Frusteln der *Asterionella glacialis* sind im allgemeinen sehr dünn und schwach verkieselt. Anders als bei Süßwasserarten der Gattung nehmen die Valvendurchbrüche eine größere Fläche ein als die Kieselpartien der Schale. Zudem zeigen fast alle verkieselten Bereiche der Zellen, soweit sie im Elektronenmikroskop durchstrahlbar sind, eine porig aufgelockerte Struktur (Fig. 111).

Valvaransicht:

Eine vollständige Valvaransicht einer *A. glacialis* im elektronenmikroskopischen Bild gibt die Fig. 108 wieder. Im tropfenförmig verbreiterten Fußteil der Valva verläuft in der Längsachse die relativ kräftig verkieselte Pseudoraphe: Eine Rippe mit einer Breite von ca. 100 - 140 nm. Im rechten Winkel an die Pseudoraphe und etwas dünner und schmäler als diese schließen sich transapikale Rippen an, die etwa 50 nm breit und ca. 120 -

170 nm voneinander entfernt sind (Fig. 110). Zwischen ihnen befinden sich Schalendurchbrüche, die durch unregelmäßige, deutlich schwächer als die Transapikalrippen verkieselte Stege in Transapikalporenreihen untergliedert sind. Diese Stege besitzen eine durchschnittliche Breite von 40 nm und erweitern sich an den Ansatzstellen etwas, so daß die Poren abgerundete Umrisse erhalten (Fig. 112). Der Abstand der Stege voneinander, der die transapikale Ausdehnung der Poren bestimmt, ist sehr variabel: Er kann geringer sein als der Abstand der Transapikalrippen, dann entstehen schlitzförmige, in der Porenreihe quergestellte Durchbrüche; er kann aber auch bis 600 nm und mehr betragen, dann resultieren in Transapikalrichtung langgestreckte Öffnungen. Solche letztere Porentypen treten vorwiegend benachbart zur Pseudoraphe in der breitesten Schalenpartie auf (Fig. 110). In der Mehrzahl sind die Poren der Valva abgerundet quadratisch. Über jede Porenöffnung ist ein äußerst zartes Netzwerk von Kieselsubstanz gespannt, das von eisblumenartiger, dichter Struktur sein (Fig. 113) oder auch ein Maschenwerk von feinsten Kieselstegen mit Löchern von 10 - 30 nm Durchmesser darstellen kann (Fig. 112). Bei transapikal stark verlängerten Poren treten die Durchbrüche in dieser dünnen Porenmembran oft zu einem längsverlaufenden Spalt in der Achse der Pore zusammen (Fig. 113; Pfeil); hierbei ist allerdings die Möglichkeit eines Artefakts durch thermische Einflüsse des Elektronenstrahls auf die sehr hinfällige Porenmembran nicht ganz auszuschließen.

Am basalen Ende der Fußpolerweiterung ist die Valva kinnartig hochgewölbt und bildet einen ovalen, kräftiger verkieselten, kragenartigen Ring, in dem etwas eingesenkt ein Feld paralleler Schlitzporen ausgespannt ist (Fig. 110). Die Längsrichtung der Schlitzporen verläuft parallel zur Apikalachse der Zelle. Wie die Gürtelbandansicht (s. u.) zeigt, ist dieser Schalenbereich die Verbindungsstelle zur Nachbarzelle der Kolonie. Die Ebene dieses Kragens (und des Schlitzporenfeldes) ist etwa um 40° zur Valvenoberfläche des Fußteils um eine transapikale Achse gekippt (s. Gürtelbandansicht; Fig. 115).

Der Valvenrand ist zu einem Valvenmantel nach unten gebogen und vom Beginn der Fußpolerweiterung bis zum basalen Apex stetig verbreitert. (Dies zeigt besonders gut die Fig. 116, auf der der unterste Teil des Valvenmantels von den Rändern her eingerissen ist, weil die stark gewölbte Valva bei der Präparation mechanisch in eine Ebene gepreßt wurde.)

Zum fadenförmigen Schalenteil hin verkürzen sich die Transapikalporenreihen bis sie nur noch aus jeweils einer kreisförmigen oder länglichen Porenöffnung zu beiden Seiten der durchlaufenden Pseudoraphe bestehen. Dabei kommt es vor, daß die im basalen Bereich streng opponierten Reihen sich im schmalen Teil gegeneinander verschieben oder sogar alternieren.

Häufig setzen die Transapikalporenreihen im mittleren Teil der Schale aus und erscheinen erst wieder in der Nähe des Kopfpols, wo sich die Schale allmählich wieder ein wenig verbreitert und in einen abgerundeten, selten merklich angeschwollenen Kopfpol ausläuft (Fig. 109). Hier enden die Poren"reihen" etwa 1 µm vor dem Apex mit einem länglichen Gallertporus. Der Kopfpol trägt am apikalen Rand in der Umbiegestelle der Valva ein Feld von 5 - 6 Schlitzporen, die ganz ähnlich wie die Schlitzporen des Fußpols eine Breite von ca. 40 nm aufweisen und ebenfalls parallel zur Apikalachse der Zelle verlaufen. Anders als die letzteren stehen jedoch die Schlitzporen des Kopfpoles enger (Fig. 109).

An der Grenze zwischen Valvenrand und Valvenmantel im mittleren und oberen Schalenteil befinden sich in regelmäßigen Abständen von 1,4 - 2 µm kräftige, widerhakenartig zum Kopfende gerichtete Dörnchen (Fig. 109).

Die Zahl der Transapikalporenreihen ist überraschend viel höher als die Streifenfrequenz, die für die Art in lichtmikroskopischen Beschreibungen genannt wird; sie beträgt 40 - 44 Streifen in 10 µm, gegenüber 28 - 34 in 10 µm (lichtoptisch gemessen) bei Cupp (1943). Als Erklärung dafür ist anzunehmen, daß mit dem Lichtmikroskop statt der wirklichen Transapikalstreifen Interferenzstreifen dieser, an der Grenze des Auflösungsvermögens liegenden Strukturen gesehen werden.

Eine elektronenmikroskopische Aufnahme einer *A. glacialis*-Valva wurde bereits früher veröffentlicht: Hendey, Cushing & Ripley (1954) bilden das Mittelstück einer Valva ab. In der Beschreibung betonen die Autoren den Netzcharakter der Schale und weisen darauf hin, daß die Pseudoraphe eine verstärkte Kiesellängsrippe ist. Die taxonomisch wichtigen Schalenpartien im basalen und im Kopfteil sind nicht erwähnt.

Gürtelbandansicht:

Der Valvenmantel jeder Schale, der im oberen Teil der Zelle sehr schmal, am Fußpol verbreitert ist, grenzt mit einem schmalen, strukturlosen Rand an ein Gürtelband. Am basalen Apex ist der Valvenmantel etwa 1 - 1,5 µm breit, das Gürtelband mißt an derselben Stelle ca. 2 µm, wobei sich beide mit den messerschneidenartig verdünnten und unregelmäßig schartigen Rändern um ca. 70 nm überdecken (Fig. 117). Das Gürtelband zeigt pervalvar verlaufende Porenreihen, die zwar im Typ den Porenreihen der Valva entsprechen, aber schmäler und enger gestellt sind (Fig. 114): Die Breite der Porenreihen beträgt ca. 70 nm, die der dazwischenliegenden Rippen etwa 35 nm. Die Poren des Gürtelbandes sind abgerundet rechteckig oder quadratisch. An der der Valva abgewandten Seite hat das Gürtelband eine rippenartige Ver-

stärkung in der Längsrichtung und ist daneben wieder messerschneidenartig abgeflacht; nur im untersten Bereich ist es neben der Verstärkung auch auf dieser Seite etwas verbreitert mit kurzen, aus wenigen Durchbrüchen bestehen Porenreihen. An das Gürtelband schließt sich. eine große Zahl sekundärer Gürtelbänder* an, die eine durchschnittliche Breite von 20 - 30 nm haben und im basalen Zellteil ein wenig verbreitert, im oberen Teil extrem dünn und sehr dicht gepackt sind (Fig. 118). Ihre Struktur besteht aus einer längslaufenden Mittelrippe mit zwei dünnen Flügeln, die in gleicher Anordnung und Dimension wie das Gürtelband Porendurchbrüche tragen. Die Ränder sind sehr dünn und etwas unregelmäßig.

Das Gürtelband sitzt dem Valvenmantel an der Schaleninnenseite an, ebenso wird das erste sekundäre Gürtelband vom Gürtelband gedeckt (Fig. 117); wie jedoch die Deckungsverhältnisse der sekundären Gürtelbänder untereinander sind, ist nicht klar zu entscheiden. Es gibt einige Hinweise, die andeuten, daß das jeweils äußere Band das nach innen folgende überdeckt.

Gürtelbänder wie sekundäre Gürtelbänder sind spangenförmig am Kopfpol geöffnet und bei Zellen, die am Kopfpol erweitert sind, dort ebenfalls leicht spatelförmig verbreitert.

An der Basis des dreieckig erweiterten Fußteils der Schale erblickt man die kragenartigen Verbindungsorganelle nun in der Gürtelbandansicht als dunkle Abkantung der Schalenecken (Fig. 115). Der Winkel, in dem diese Ringfläche zur Valvenoberfläche steht, bestimmt zusammen mit der Stärke der Auftreibung des Fußpols den Winkel zwischen den Zellachsen in einer Kolonie und damit den Krümmungsradius der Schraubenkolonie der Art.

Die schon in der Valvaransicht beschriebenen Randdörnchen sind auf Grund ihrer Lage an der Umbiegestelle der Valva auch in der Gürtelbandansicht erkennbar.

* Die von O. Müller (1886) gegebenen und in der Folge allgemein benutzten Definitionen des Gürtel- und Zwischenbandes, nach denen ein Zwischenband zwischen Valva und Gürtelband eingeschoben und in wechselnder Anzahl ausgebildet wird, ist für *A. glacialis* wie für eine Reihe anderer Diatomeen nicht brauchbar. Bei diesen Formen schließt sich an die Valva jeder Zellhälfte eine kräftiges Band an, das immer in Einzahl vorhanden und schon bei der Teilung angelegt wird, demnach also als Gürtelband bezeichnet werden muß. Zwischen diese beiden Gürtelbänder jeder Frustel tritt eine große und wechselnde Anzahl weiterer Kieselbänder, die morphologisch von den Gürtelbändern deutlich verschieden sind und, wie eigentliche Zwischenbänder, im Laufe des Zellwachstums vermehrt werden können. Da jedoch, ohne die ursprüngliche Definition eines Zwischenbandes zu vergewaltigen, diese Bänder nicht gut als Zwischenbänder bezeichnet werden können, nenne ich sie provisorisch "sekundäre Gürtelbänder". Es bedarf weiterer Untersuchungen der Gürtel- und Zwischenbänder anderer Diatomeengruppen (z. B. solcher mit zahlreichen, gleichgestalteten "Gürtelbändern") bevor man allgemein gültige Begriffe für die verschiedenen Kieselbänder der Diatomeenzellwand einführen kann.

Es sei hier auf eine bereits früher veröffentlichte, elektronenmikroskopische Aufnahme der Art hingewiesen (Hendey, Cushing & Ripley, 1954). Abgebildet ist dort nur ein kleiner Teil einer Theca, nämlich die Stelle des Übergangs vom erweiterten zum verschmälerten Zellteil; die Schale ist an der Pseudoraphe abgebrochen und leicht gekippt. Man erkennt die charakteristische Gliederung der Valva in die längslaufende Rippe der Pseudoraphe und die daran ansetzenden Transapikalrippen mit den dazwischenliegenden, eckigen Poren. Im Text werden Pseudoraphe, Verstärkungsleisten an den Valvenkanten (im sich verschmälernden Zellteil) und die Längsleisten zweier anhängender Gürtelbänder als "a number of longitudinal ribs connected by rectangular areolation" angesprochen. Außerdem sind noch eine Porendoppelreihe im schmalen Schalenteil und die Randbedornung erwähnt. Die Abbildung dieser etwas korrodierten Schale zusammen mit der nicht ganz glücklichen Beschreibung des Wandaufbaus haben Desikachary (1956) und Gerloff (1959) zu der Mutmaßung geführt, daß die Art in ihrem Feinbau völlig von dem der *A. formosa* abweiche. Ich halte dagegen die tatsächlich vorhandenen Unterschiede in den Wandstrukturen nicht für grundsätzlich (vgl. dazu Diskussion der Gattung).

Schalenstrukturen von Kulturformen:

Neben der bereits im lichtmikroskopischen Teil erwähnten Zellverkürzung der *A. glacialis* in der Kultur fällt besonders das relativ häufige Auftreten von Fehlstellen im Porenmuster auf. Man beobachtet Schalen mit unregelmäßigen Transapikalporenreihen (Fig. 119), aber auch zwei Pseudoraphen oder eine gegabelte Pseudoraphe sind nicht selten. Ebenso kann das basale Schlitzporenfeld einigen Änderungen unterliegen: Der verdickte Wall um die Area fällt oft weg und die Stelle erhebt sich kaum mehr über die Valvenoberfläche. Schließlich können auch die längsgestellten Schlitze verkürzt und den in diesem Bereich radialen Porenreihen eingegliedert werden.

Sehr auffällig verhielten sich in dieser Beziehung Formen aus dem Ozeanographischen Institut in Vancouver/Canada (s. o.): Durch Verlust des schmalen Schalenmittel- und Kopfteils entstehen ovale bis runde Valven, die kaum mehr an *A. glacialis* erinnern (Fig. 121). Häufig geht mit der Reduzierung der Schalenlänge eine Rückbildung des basalen, kragenartigen Organells in der oben beschriebenen Weise sowie die Neuanlage eines Gallertporus (Fig. 122, Pfeil) im Zentrum der früheren Fußpolerweiterung einher. Es entstehen dann Valvenformen, die sehr lebhaft an elektronenmikroskopische Schalenansichten der zentrischen Diatomee *Thalassiosira* (z. B. bei Hasle, 1967) erinnern, zumal solche Zellen auch pervalvar außerordentlich verlängert sind (Fig. 120 und Fig. 122).

Neuumschreibung der Art:

A. glacialis Castracane war bereits auf Grund der älteren, lichtmikroskopischen Beschreibungen eine gut umrissene Art. Die mit dem Elektronenmikroskop neu hinzugewonnenen Merkmale betonen die klaren Abgrenzungen der Species gegen Nachbararten der Gattung *Asterionella.* Solche wesentlichen Feinstrukturen der Schale sind: Die Schlitzporenfelder am Fußpol und Kopfpol, wobei das des Fußpols durch Umwallung und Heraushebung über das Schalenniveau zu einem spezifischen Organell der Koloniebildung differenziert ist, und die Ausbildung der Poren zu großflächigen Schalendurchbrüchen in einem relativ zarten Netzwerk von Kieselstegen und mit einer extrem dünnen Porenmembran.

Die Untersuchungen zur Variabilität der Art erbrachten eine große Konstanz der meisten für die Taxonomie wichtigen Merkmale (von ausgesprochenen Monstrositäten in älteren Kulturen abgesehen): Die Auftreibung des Fußpols behält weitgehend ihren Charakter, ebenso der Porentyp, das basale Schlitzporenorganell, die Anordnung der Gürtelbänder zwischen den Valven und die Art der Koloniebildung.

Asterionella glacialis Castracane (1886) - Report on the Diatomaceae collected by H. M. S. Challenger during the years 1873 - 76 (London, Edinburgh, Dublin): p. 50; tb. 14, fig. 1

Typus:

Als Fundort seiner *A. glacialis* gibt Castracane nur vage "Antarctic Ocean" an. Da nun die Route der 'Challenger' vom Kap der Guten Hoffnung über die Kerguelen und Heard Inseln bis Termination Land und zur Packeisgrenze der Antarktis, anschließend wieder nordöstlich bis zur Südküste Australiens führte, kann darunter jede Station dieses Reiseabschnitts (Stationen Nr. 140 - 160) verstanden werden. Aufsammlungen aus dem Besitz Castracanes waren trotz intensiver Nachforschungen nicht aufzufinden. Dagegen befindet sich das Hauptmaterial der Challenger-Expedition, von dem auch Castracanes Proben abgefüllt worden sind, noch im British Museum (Natural History) London. Präparate von diesen Proben sind in der Collection Deby und der Collection Comber vorhanden. Ich habe von beiden Sammlungen Präparate der Sta. 140 - 160 (sofern sie Oberflächenplanktonproben darstellen) sorgfältig durchgesehen, konnte jedoch keine Formen entdecken, die *A. glacialis* Castr. entsprächen. Auch Comber, der parallel zu Castracane und wesentlich sorgfältiger und ausführlicher als letzterer, den Diatomeenanteil der Chal-

lenger-Proben analysierte, erwähnt in seinen Planktonlisten des Antarktischen Bereichs (in: Murray, 1895) keine *A. glacialis* bzw. *A. japonica*. Wohl fand er aber *A. japonica* in großen Mengen in Proben aus der Yeddo Bay (= Bucht von Tokyo), also vermutlich in derselben Probe, aus der Cleve & Möller ihre Art beschrieben. Da andererseits auch Castracane Diatomeenarten aus den Yeddo Bay-Aufsammlungen beschreibt, *A. glacialis* aber nicht darin gesehen zu haben scheint, ist mit großer Sicherheit anzunehmen, daß er *A. glacialis* einer falschen Probe zugeordnet hat.

In Anbetracht dessen und auf Grund des Fehlens von Typusmaterial Castracanes wähle ich als Neotypus für *A. glacialis* ein Präparat Combers, das Material der Challenger Expedition aus der Yeddo Bay enthält. (Obwohl es sich dabei wahrscheinlich um einen Lectotypus handelt, muß es formal als Neotypus bezeichnet werden, da die Identität der Proben Castracanes und Combers nicht zu beweisen ist.)

Neotypus:

Collectio Comber (im British Museum -Natural History- London); Präp. Nr. B.M. 31078; Loc.: Oberflächenplankton, vor der Küste von Japan, "Yeddo Bay" (Challenger Expedition, Sta. Nr. 236 und 236 A vom 5. Juni 1875)

Vermutlich Isotypen des Neotypus: Collectio Cleve & Möller, Präp. Nr. 307

Synonyme:

Asterionella bleakeleyi var. ? West (1860), Quarterly J. Microscop. Soc. London, *8*: p. 150; tb. 7, fig. 10

Asterionella japonica Cleve in Cleve & Möller (1882) nomen nudum, Diatoms (Präparate-Collection) Upsala, 1877 - 1882 (6. Teil von 1882): Präp. Nr. 307

Asterionella japonica Cleve ex Gran (1908), Nordisches Plankton (Kiel, Leipzig): p. XIX 118; fig. 160

Asterionella spathulifera Cleve (1897), Öfvers. Kongl. Svenska Vet.-Akad. Förhandlingar, *54* (3): p. 100; fig. auf p. 101

Beschreibung:

Valvaransicht sehr schmal linear mit löffelförmig verbreitertem Fußteil. Zellapices mit einer Area parallel gestellter Schlitzporen, die am Fußpol mit einem Kieselwall umgeben und kinnartig vorgezogen sind. Pseudoraphe eine relativ kräftige Kieselrippe, senkrecht dazu Porenreihen zwischen dünnen Transapikalrippen. Poren rundlich-quadratisch oder rechteckig mit einer feinen Porenmembran. Valvenrand mit kleinen, massiven Dörnchen.

Gürtelbandansicht ebenfalls schmal linear mit sehr stark erweitertem, dreieckigem Fußpol oder seltener keilförmig. Ecken der Basis abgekantet und zu kragenartigen Flächen vorgezogen. Valvenmantel und Gürtelbänder basal verbreitert; Porenstrukturen der letzteren enger gestellt als die der Valven. Zwischen den Gürtelbändern zahlreiche schmale, sekundäre Gürtelbänder. Zellen in schraubenförmigen Kolonien; mit 2 Chromatophoren im angeschwollenen Fußteil.

Zellänge: Sehr variabel, 30 - 150 µm (jedoch auch bis herab zu 6 µm bei Kulturformen)

Fußpoldurchmesser (transapikal): 6 - 12 µm

Transapikale Breite des schmalen Zellteils: ca. 1 µm

Porengröße: ca. 150 × 150 nm (bei quadrat. Poren) oder bis 150 × 600 nm (bei länglichen)

Frequenz der transap. Porenreihen: 40 - 44 in 10 µm (im elektronen-mikroskop. Bild gemessen)

Verbreitung:

Kosmopolitisch; im Plankton der Meere aller Breiten, jedoch bevorzugt in kalt-gemäßigten und küstennahen Gewässern (hier oft häufig); verträgt größere Salinitätsschwankungen.

Beschreibungen:

DE TONI, J. B. (1892) - Sylloge Bacillariearum (Patavii): p. 679

GRAN, H. H. (1908) - Nordisches Plankton (Kiel, Leipzig): P. XIX 118 als *A. japonica*

MEUNIER, A. (1915) - Mém. Mus. Roy. d'Hist. Nat. Belgique 7 (3): p. 95 - 96 als *A. japonica*

BOYER, Ch. S. (1927) - Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *78* (Suppl.): p. 560 als *A. japonica*

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 254-255 als *A. japonica*

HENDEY, N. I. (1937) - Discovery Rept., *16*: p. 333 als *A. japonica*

CUPP, E. E. (1943) - Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): p. 188-189 als *A. japonica*

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.- Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): p. 78 als *A. japonica*

HENDEY, N. I.; D. H. CUSHING & G. W. RIPLEY (1954) - J. Roy. Microscop. Soc. London, *74*: p. 31 als *A. japonica*

VAN DER WERFF, A. & H. HULS (1957) - Diatomeeënflora van Nederland (De Hoet): Blatt PA-D-XI-b-88 der Lief. 1 als *A. japonica*

HENDEY, N. I. (1964) - An Introductory Account of the Smaller Algae of British Coastal Waters; Part 5: Bacillariophyceae (London): p. 158 als *A. japonica*

Abbildungen:

BROCKMANN, C. (1908) - Aus der Heimat - Für die Heimat, Beitr. Naturkunde Nordwestdeutschlands, N. F., *1*: p. 55, fig. 6 als *A. japonica*

GRAN, H. H. (1908) - Nordisches Plankton (Kiel, Leipzig): p. XIX 118, fig. 160 als *A. japonica*

OKAMURA, K. (1911 - Rept. Imp. Fish. Inst. Tokyo, 7 (4): tb. 13, fig. 56-56a als *A. japonica*

MEUNIER, A. (1915) - Mém. Mus. Roy. d'Hist. Nat. Belgique, 7 (3): tb. 14, fig. 67-68 als *A. japonica*

LEBOUR, M. (1930) - The Planktonic Diatoms of Northern Seas (London): p. 55, fig. 6 als *A. japonica*

SKVORTZOW, B. W. (1931) - Philippine J. Sci., *46* (1): tb. 2, fig. 10-11 als *A. japonica*

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 256, fig. 734 als *A. japonica*

GEMEINHARDT, K. (1935) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *53* (1): tb. 8, fig. 74 als *A. japonica*

HENDEY, N. I. (1937) - Discovery Rept., *16*: tb. 11, fig. 3 als *A. japonica*

CUPP, E. E. (1943) - Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): p. 189, fig. 138 als *A. japonica*

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): Fig. 402 als *A. japonica*

HENDEY, N. I.; D. H. CUSHING & G. W. RIPLEY (1954) - J. Roy. Microscop. Soc. London, *74*: tb. 2, fig. 2 als *A. japonica*

VAN DER WERFF, A. & H. HULS (1957) - Diatomeeënflora van Nederland (De Hoef): Blatt PA-D-XI-b-88 der Lief. 1 als *A. japonica*

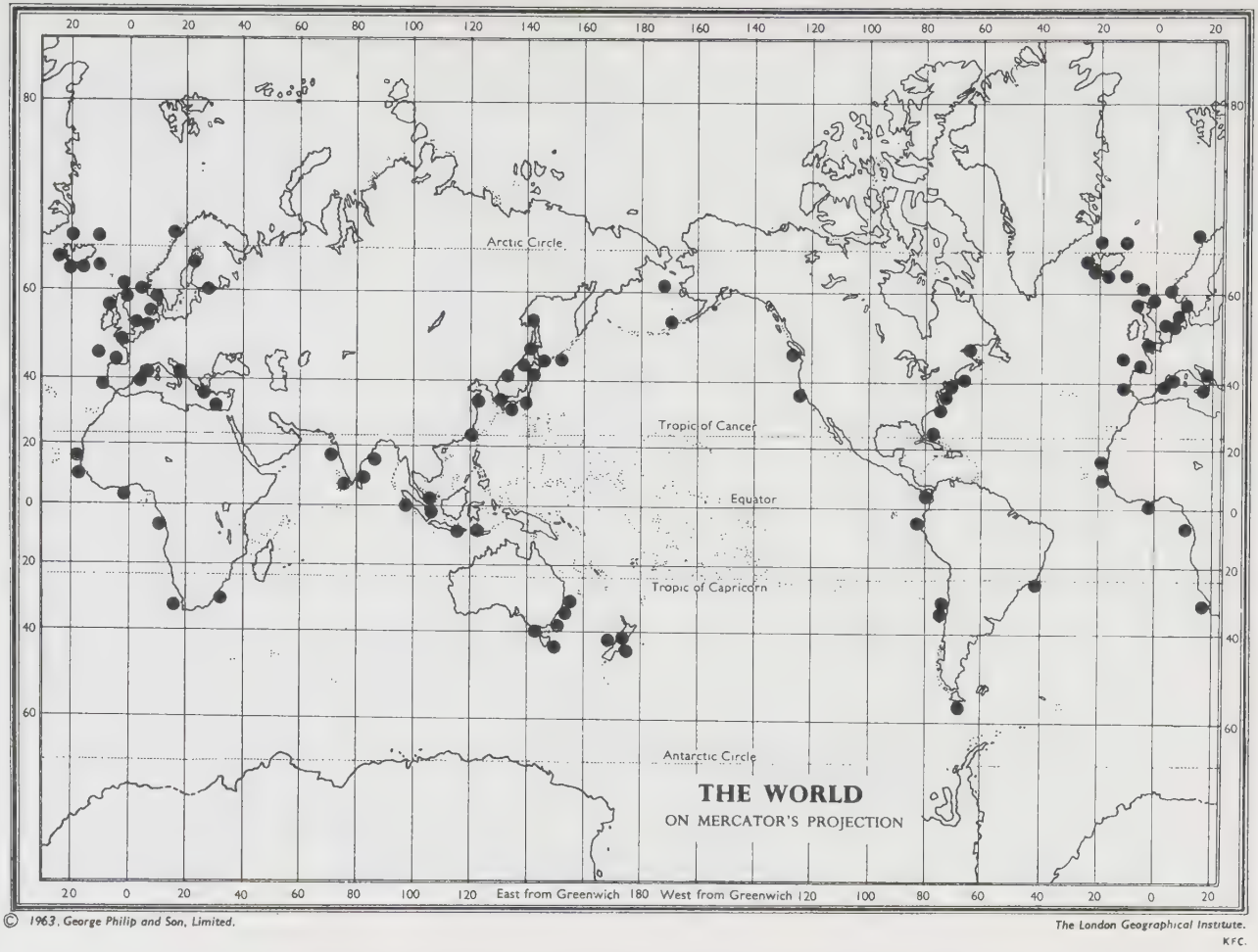
YAMAJI, I. (1962) - The Plankton of Japanese Coastal Waters (Hoikusha): p. 26, fig. unten mitte als *A. japonica*

HENDEY, N. I. (1964) - An Introductory Account of the Smaller Algae of British Coastal Waters, Part 5: Bacillariophyceae (London): tb. 21, fig. 1 als *A. japonica*

Sammlungen:

Cleve & Möller, Präp. Nr. 307

Tempère & Peragallo, 2. Edit., Präp. Nr. 336, 951, 952, 969, 973.



Verbreitung von Asterionella glacialis CASTRACANE

Asterionella kariana Grunow

Taxonomische Geschichte der Art

Die Erstbeschreibung erschien in Cleve & Grunow (1880): "Beiträge zur Kenntnis der Arctischen Diatomeen". Wie aus einer Anmerkung hervorgeht, ist Grunow als Autor der Art anzusehen. Die Veröffentlichung ist als gültig zu bezeichnen. Da die Diagnose und die Zeichnung eine recht charakteristische Form beschreiben, die Art andererseits sehr selten gefunden wurde, gab es keine parallelen Benennungen, die zu Synonymen von *A. kariana* geführt hätten. Alle späteren Erwähnungen der Art fassen diese genau im Sinne Grunows auf, so daß auf eine detaillierte Besprechung jener Publikationen verzichtet werden kann.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 39-41)

Valvaransicht:

Im Umriß langgestreckt schmal mit stark aufgebauchter Schalenmitte und rundlich erweitertem Fußpol, der auffällig abgeschnürt und zu einem Ringkragen hochgezogen ist; er stellt ähnlich wie bei *A. glacialis* die Kontaktstelle zur Nachbarzelle der Kolonie dar. Der Kopfpol ist sehr schmal und nicht erweitert, sondern spitz gerundet. Dicht vor dem Zellapex ist ein Gallertporus sichtbar. Transapikalstreifen sind mit lichtmikroskopischen Mitteln nicht deutlich auszumachen; eine Pseudoraphe ist dagegen im allgemeinen im verbreiterten Schalenteil erkennbar.

Gürtelbandansicht:

Im Umriß gedrungen lanzettlich; an beiden Enden gerade abgeschnitten. Der Fußpol der Zelle ist verbreitert und kurz rüsselartig ausgezogen; mit den runden Endflächen dieser Vorwölbungen berühren sich die Zellen in der Kolonie. Der Mittelteil der Zellen ist bauchig erweitert und vom Fußpol durch eine ± flache Einschnürung abgesetzt. In der Einschnürung befinden sich zwei gewölbte, sehr zarte, polsterartige Gebilde (entsprechend Grunows "hyalinen Flügeln"; vgl. Feinstrukturteil). Meistens sind zwei schwache Linien in der Apikalrichtung der Frustel sichtbar; sie deuten die Verstärkungsleisten der beiden Gürtelbänder an. Mehrere bis viele Zellen sind mit den Fußenden zu schraubigen Kolonien mit unterschiedlichem Krümmungsradius vereinigt.

Die Chromatophoren sind lappige Gebilde und zu mehreren in der Zelle verteilt.

Zellmaße:

Schalenlänge: 16 - 68 µm (meist 30 - 60 µm)

Transapikale Schalenmaße:

Breite des Fußpols: 1,6 - 3 µm
Breite der Schalenmitte: 3 - 6,4 µm
Breite des Kopfpols: 0,5 - 1 µm

Pervalvare Zellhöhe in der Mitte: Etwa 3 - 8 µm oder mehr.

Variabilität lichtmikroskopischer Merkmale

In der Erstveröffentlichung der Art (Cleve & Grunow, 1880) sind als Grenzwerte der Zellänge 37 - 58 µm, der Breite in Gürtelbandansicht 4 - 8 µm genannt. Die beigefügte Abbildung zeigt eine Gürtelbandansicht und auch alle späteren Zeichnungen oder Beschreibungen beziehen sich ausschließlich auf diese Zellansicht der Art. Da aber pervalvare Zellmaße keine Schlüsse auf die Variabilität einer Art zulassen, weil sich solche Werte bereits bei demselben Individuum im Laufe der Entwicklung stark ändern können, sollen lediglich die angegebenen Schalenlängen einander gegenübergestellt werden (Tabelle 5).

Tab. 5:

Variationsbreite einiger Schalenmaße bei *Asterionella kariana*.

Aufsammlung	Schalenlänge µm	transap. Schalenmaße µm	pervalvare Höhe (Mitte) µm
Karisches Meer v. Sept. 1875 (Typus!)	31	?	5
Beringmeer (Dat.?) coll.: Norris	33-56	Fußpol: 1, 6-2 Mitte: 3, 5-6, 4 Kopfpol: ca. 1	6-8

Literaturzitat	Schalenlänge µm	transap. Schalenmaße µm	pervalvare Höhe (Mitte) µm
Cleve & Grunow (1880) Karisches Meer	37-58	?	4-8
Gran (1904) Europ. Eismeer	37-58	?	5-6
Meunier (1915) Flämisches Meer	30-34	?	4-6
Hustedt (1932) Nordeurop. Küsten	37-58	?	4-7
Cupp (1943) Nordamerik. Westküste	16-68	?	4-9
Hendey (1964) Britische Küsten	35-60	?	ca. 8
Van der Werff & Huls (1966) Nordsee	28-58	Fußpol: ca. 3 Mitte: 3-4 Kopfpol: 0,5	4-5

Die Abbildungen der verschiedenen Autoren stimmen in den Zellproportionen der Gürtelbandseite weitgehend überein, und es bestehen somit keine Zweifel an einer richtigen Identifizierung der Art. Im übrigen legen diese Zeichnungen auch den Schluß nahe, daß die Gestalt der *A. kariana* wenigstens in dieser Zellansicht sehr einheitlich ist. Nur die Abbildung bei Cupp (1943) weicht insofern ein wenig ab, als die Autorin Frusteln mit sehr schwacher Einschnürung über dem Fußende und vergleichsweise geringer Auftreibung im Zellmittelteil, also Schalen mit insgesamt schwächer gekrümmten Valvenoberflächen, zeichnete. Die Gestalt der Kolonie, die diese Autorin abbildet, stimmt mit der zugehörigen Beschreibung nicht ganz überein, da unter anderen auch eine Kolonie mit recht engem Krümmungsradius gezeichnet ist, im Text aber die Art mit weitem Kolonieradius beschrieben wird. Ebenfalls Schraubenkolonien mit engem Krümmungsradius bildeten van der Werff & Huls (1966) ab. Dieses Merkmal scheint also relativ stark variabel zu sein; nach meinen eigenen Beobachtungen finden sich am häufigsten Kolonien mit weitem Krümmungsradius.

Im Gegensatz zu allen anderen Autoren deutet Hendey (1964) zwischen den Zellen der Kolonie Gallertinterkalaren an; ich halte dies für einen Irrtum, verursacht durch eine Fehldeutung der stark vorgewölbten Verbindungskragen an den Valvenbasen.

Die polsterartigen Gebilde in den eingeschnürten Stellen der Frustel, die von Grunow (in: Cleve & Grunow, 1880, sowie in: van Heurck, 1880-85) und von van der Werff & Huls (1966) gezeichnet wurden, nicht jedoch von Gran (1904), der ihre Existenz sogar ausdrücklich bestritt, und auch nicht von anderen Autoren, sind etwas rätselhaft. Auf ihre Struktur wird im elektronenmikroskopischen Teil näher eingegangen werden. Ihr Fehlen in den Beschreibungen mancher Autoren dürfte mit ihrer außerordentlichen Zartheit und Hinfälligkeit zu erklären sein; sie sind leicht zu übersehen und fehlen an präpariertem Material völlig.

Eine Valvaransicht der *A. kariana* erscheint in der Literatur erstmals bei van der Werff & Huls (1966). Die Zeichnung weicht etwas von meinen eigenen Beobachtungen der Art aus einer Probe aus dem Beringmeer (coll. Norris) ab, indem sie einen ovalen, etwas dreieckigen Fußpol zeigt, an dessen Basis ein Ringkragen eingezeichnet ist; die mir vorliegende Aufsammlung der Art dagegen besitzt nur einen sehr kleinen, runden Fußpol, der als Ganzes rüsselartig zu dem Ringkragen hochgezogen ist. Zudem erstreckt sich die Aufbauchung der Schalenmitte bei meiner Form weiter zum Kopfpol. Insgesamt sind die Abweichungen aber nur geringfügig und taxonomisch ohne Bedeutung.

Schalenfeinstrukturen

Die Art *A. kariana* ist ähnlich wie die verwandte *A. glacialis* sehr schwach verkieselt, die Frustel daher sehr zerbrechlich. Aus diesem Grund war es unmöglich, Legepräparate von unzerstörten Schalen anzufertigen (Streupräparate für elektronenmikroskopische Zwecke waren infolge der großen Seltenheit der Art in der einzigen mir zur Verfügung stehenden Probe von vornherein aussichtslos). Daraus erklären sich die unbefriedigende Qualität der beigefügten Elektronenbilder und die Unsicherheit bei der Deutung einiger besonders zarter Wandstrukturen.

Valvaransicht:

Diese Schalenansicht entspricht in vielem der der *A. glacialis*. Über die ganze Schalenlänge erstreckt sich die Pseudoraphe als 250-400 nm breite Längsrippe, an die 100-150 nm breite Transapikalrippen anschließen (Fig. 123). Die Schalendurchbrüche zwischen diesen Rippen weisen einen Durchmesser von 100-200 nm auf und sind meist rundlich oder abgerundet-quadratisch oder länglich (und dann bis zu 600 nm lang); solche langgestreckten Poren finden sich vorwiegend im unteren Valventeil (Fig. 125). Der Fußpol ist als Ganzes hochgewölbt und endet mit einer runden Porenplatte, die von einem

ringförmigen Kieselwulst eingefaßt wird (Fig. 126). Das Porenfeld besteht aus ca. 8 in Apikalrichtung verlaufenden, schwach bogigen Reihen rundlicher Poren mit einem Durchmesser von 50-100 nm. Die Schale ist unmittelbar über der Fußpolerweiterung verdickt und nicht durchbrochen; an den Umbiegekanten der unteren Valvenränder ist die Schale zu zwei verstärkten Flügeln hochgezogen, die vom basalen Porenfeld aus über eine Länge von etwa 6 µm nach oben laufen und allmählich in die rundgebogenen Schalenkanten übergehen (Fig. 125-126).

Wie manche Aufnahmen andeuten, scheint zwischen den Randrippen und leicht nach außen gewölbt eine sehr dünne und unskulpturierte Membran gespannt zu sein (Fig. 125). Ihr Anblick in der Gürtelbandseite ist polsterförmig und entspricht nach Lage und Aussehen den "hyalinen Flügeln", die Grunow lichtmikroskopisch gefunden hatte. Auf Grund der wenigen Exemplare, die ich bisher erst untersuchen konnte, läßt sich noch nichts Genaueres über die Gestalt und Struktur der Membran aussagen; insbesondere wäre zu prüfen, ob nicht in Wirklichkeit zwei Membranhälften mit einem Spalt über der Pseudoraphe vorliegen.

Der Kopfpol (Fig. 124) besitzt einen sehr auffälligen Gallertporus, der in der Aufsicht dunkel umwallt erscheint, aber aus einem weit (bis zu 700 nm) nach innen reichenden Röhrchen mit ovalem Querschnitt besteht (Fig. 127; vgl. auch Gürtelbandansicht Fig. 128). Der Gallertporus steht mit seiner Längsachse leicht schräg und benachbart zur Pseudoraphe. Vor dem Apex befindet sich ein Feld apikal gestellter Porenreihen mit sehr engen Poren (30-50 nm). Unter diesem Feld ist die Kieselschale in einer zweiten, unstrukturierten Schicht abgehoben und taschenartig nach oben gezogen. Die Öffnung dieser Tasche liegt am apikalen Ende (Fig. 127).

Gürtelbandansicht:

Die Transapikalporenreihen setzen sich auf einem 400 nm (am Kopfende) bis 1,5 µm (in der Schalenmitte) breiten Valvenmantel fort, welcher mit einem sehr schmalen, strukturlosen Rand endet; daran schließt sich ein Gürtelband von ca. 800 nm Breite an, das in der zur Valva benachbarten Hälfte von einer einzelnen Längsreihe länglicher Poren eingenommen wird, in der anderen Hälfte aber aus einer unstrukturierten, verstärkten Leiste mit verdünntem, leicht fransigem Rand besteht (Fig. 128; vgl. auch Valvaransicht Fig. 123). Zwischen den beiden Gürtelbändern einer Frustel sind wie bei *A. glacialis* weitere sekundäre Gürtelbänder eingeschoben (Fig. 128). Die Basisecken des Fußendes sind vorgezogen und berühren in einer Porenfläche die entsprechenden Vorwölbungen der Nachbarzelle in der Kolonie (vgl. Valvaransicht). In der konkaven Stelle dicht über den Fußpoldifferenzierungen sind

die oben beschriebenen polsterförmigen Membranbildungen gelegen. Das Kopfende der Frustel zeigt in der Gürtelbandansicht (Fig. 128) deutlich die Röhrchenstruktur des Gallertporus und die taschenartig abgehobene Kieselwand unter dem Zellapex.

Neuumschreibung der Art

Die Art *A. kariana* Grunow ist in ihrer ursprünglichen Umschreibung von Grunow sehr klar bestimmt. Sie muß hier lediglich um die Beschreibung der Valvaransicht und um elektronenmikroskopische Merkmale erweitert werden.

Asterionella kariana Grunow in Cleve & Grunow (1880), Kongl. Svenska Vet.-Akad. Handl., *17* (2): p. 110; tb. 6, fig. 121a - 121b)

Synonymie: Keine Synonyme

Typus: Collectio GRUNOW (Naturhistorisches Museum Wien) Präp. Nr. 1933 b; Sept. 1875; 36 Faden; Kariska Hafoit (Karisches Meer)

Beschreibung:

Valvaransicht schmal linear; Fußteil rundlich verbreitert und von einem bauchig erweiterten Mittelteil abgeschnürt; Kopfende sehr schmal, gerundet. Fußpol basal mit einem ovalen oder runden, umwallten Feld.

Gürtelbandansicht mit einer Fußpolerweiterung, die vom aufgebauchten Mittelteil durch eine Einschnürung getrennt ist. In der Einschnürung beidseitig ein zartes, polsterförmiges Gebilde. Zellmittelteil keilförmig zum Kopfende hin verjüngt, dieses ebenso wie das Fußende gerade abgeschnitten. Ecken der Fußpolbasis abgekantet und zu kleinen, vorgezogenen Flächen differenziert, in denen die Nachbarzellen der wenig- bis vielzelligen, schraubigen Kolonie anschließen. Verstärkungsleisten der Gürtelbänder deutlich sichtbar - besonders im Fußteil.

Chromatophoren: Lappig-flache Gebilde, zu mehreren in der Zelle verteilt.

Zellänge in weiten Grenzen variabel: 16 - 68 µm, häufiger 30 - 60 µm.

Transapikale Breiten:

Fußpol: ca. 3 µm
Einschnürung: ca. 1 µm
Mitte: ca. 3 - 4 µm
Kopfende: ca. 0,5 µm

Schalenskulpturen im Lichtmikroskop unsichtbar.

Verbreitung:

Bisher an den Küsten Mittel- und Nordeuropas und Ostasiens gefunden; im Plankton kalter und kalt-gemäßigter Meere; meist selten.

Beschreibungen:

DE TONI, J. B. (1892) - Sylloge Bacillariearum (Patavii): p. 679

GRAN, H. H. (1904) - Die Diatomeen der arktischen Meere (Jena): p. 543

GRAN, H. H. (1908) - Nordisches Plankton (Kiel, Leipzig): p. XIX 118-119

MEUNIER, A. (1915) - Mém. Mus. Roy. d'Hist. Nat. Belgique, 7 (3): p. 95

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 256

CUPP, E. E. (1943) - Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): p. 190

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): p. 78

HENDEY, N. I. (1964) - An Introductory Account of the Smaller Algae of British Coastal Waters; Part 5: Bacillariophyceae (London): p. 158-159

VAN DER WERFF, A. & H. HULS (1966) - Diatomeeënflora van Nederland (De Hoef): Blatt PA-D-XI-b-88 der Lief. 8

Abbildungen:

VAN HEURCK, H. (1880-85) - Synopsis Diat. Belg.; Atlas (Anvers) tb. 52, fig. 4-5

GRAN, H. H. (1904) - Die Diatomeen der arktischen Meere (Jena): tb. 17, fig. 13

MEUNIER, A. (1915) - Mém. Mus. Roy. d'Hist. Nat. Belgique, 7 (3): tb. 14, fig. 65-66

HENCKEL, A. H. (1925) - Bull. Inst. Rech. Biol. Univ. Perm. *3* (Suppl. 2): tb. 6, fig. 52

LEBOUR, M; (1930) - The Planctonic Diatoms of Northern Seas (London): p. 196, fig. 156

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 257, fig. 735

CUPP, E. E. (1943) - Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): p. 190, fig. 139

CLEVE–EULER, A. (1953) - Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): fig. 403

HENDEY, N. I. (1964) - An Introductory Account of the Smaller Algae of Brithis Coastal Waters; Part 5: Bacillariophyceae (London): tb. 21, fig. 2

VAN DER WERFF, A. & H. HULS (1966) - Diatomeeënflora van Nederland (De Hoef): Blatt PA-D-XI-b-88 der Lief. 8

nicht:

YAMAJI, I. (1962) - The Plankton of Japanese Coastal Waters (Hoikusha): p. 103, fig. Mitte = *A. notata* Grunow

Asterionella notata (Grunow) Grunow

Taxonomische Geschichte der Art

Die erste Beschreibung veröffentlichte Grunow (1867) in "Diatomeen auf *Sargassum* von Honduras", Hedwigia, *6* (1): p. 2. Er gab der *Asterionella* den Rang einer Varietät der Art *A. bleakeleyi* und erkannte, daß ihr auffälligstes Merkmal, die "Querrippe im unteren, angeschwollenen Teil", sie eigentlich soweit von der Typusvarietät (var. *bleakeleyi*) trennt, daß eine Vereinigung der beiden in einer Art fragwürdig erschien. Obwohl der knappen Diagnose der *A. bleakeleyi* var. *notata* keine Abbildung beigegeben war (die erste Abbildung erschien in Grunow & Kitton, 1877, einer Arbeit, die dasselbe Thema in englischer Sprache behandelte), ist sie als gültig zu betrachten. Die Typuslokalität ist nur aus dem Titel der Publikation als "Honduras" abzuleiten, eine nähere Angabe erfolgte leider nicht.

Ihren heutigen taxonomischen Rang erhielt die Art in van Heurck (1880-85). Die Neukombination erscheint nur in der einer Abbildung der Art beigegebenen Tafelerklärung, die den Namen "*Asterionella notata* Grunow" unter Erwähnung des alten Namens "*Asterionella bleakeleyi* var. *notata* Grunow" in Klammern bringt. Durch einen Hinweis auf eine Fußnote wird vermerkt, daß die Abbildung (und Neukombination) von Grunow stammt.

Die Art erfuhr seitdem keine andere taxonomische Einordnung.

Die *Asterionella spec.*, von der Manguin (1952) eine Beschreibung und Zeichnung lieferte, ist - nach der Abbildung und den Zellmaßen beurteilt - sicher mit *A. notata* identisch. Manguin glaubte, eine Gürtelbandansicht vor sich zu haben und konnte wohl deshalb die gefundene *Asterionella*-Form nicht identifizieren; jedoch ist die beigegebene Zeichnung eine genaue Wiedergabe der Valvaransicht einer *A. notata* und tatsächlich den Abbildungen der Art bei van Heurck (1880-85) und bei Peragallo & Peragallo (1901) verblüffend ähnlich.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 42 - 45)

Valvaransicht:

Im Umriß langgestreckt schmal und linear. Der Fußpol ist kopfig erweitert und im Umriß dreieckig bis rechteckig, die Fußpolverbreiterung ist deutlich, seltener nur schwach vom Mittelteil der Schale abgeschnürt; dieses ist etwas aufgebaucht. Das Kopfende kann leicht kopfig verbreitert sein, ist jedoch nie

scharf vom mittleren Schalenteil abgesetzt. Als auffälliges Merkmal weist die Schale etwa in der Mitte der Fußpolerweiterung eine kräftige Transapikalrippe auf, die von den Rändern bogig nach oben und zur Mitte läuft, sich auf kurzer Strecke verschmälert und sich dann als Pseudoraphe fortsetzt. Bei besonders starker und ausgeprägt-rechteckiger Fußpolerweiterung ist diese Rippe asymmetrisch und in ihren beiden Teilen bogig (Typusvarietät). Bei anderen Formen mit dreieckigem Fußpol kann die Rippe gerade sein und in der Mitte eine knotige Erweiterung besitzen (Varietät). Die Pseudoraphe, die als zentrale Fortsetzung der Transapikalrippe beginnt, ist sehr eng und mit dem Lichtmikroskop im allgemeinen nur über das untere Drittel der Schale zu verfolgen. Die Transapikalstreifen sind außerordentlich zart und sehr dicht gestellt. Ein sicheres Bestimmen der Streifenfrequenz ist mit lichtmikroskopischen Mitteln kaum möglich. Die Streifung auf dem rechteckigen bis ovalen Feld (Polporenfeld; vgl. Feinstrukturteil) ist von etwas anderem Charakter als die Streifung im restlichen Schalenteil. In der Kopfpolerweiterung ist zuweilen ein leicht exzentrisch gelegener Gallertporus zu erkennen.

Gürtelbandansicht:

Im Umriß stabförmig bis keilförmig verjüngt, mit gerade abgeschnittenen Enden; zum Kopfende hin meist gleichmäßig verschmälert, manchmal aber auch mit parallelen Rändern. Die größte pervalvare Ausdehnung erreicht die Frustel an der Stelle der Fußpoltransapikalrippe, die in der Gürtelbandansicht als nach unten unscharf begrenzte, knotige Vorwölbung deutlich sichtbar ist. Zum basalen Zellapex hin verschmälert sich die Zelle wieder etwas keilförmig. Die Ansatzstellen der Gürtelbänder an den Valvenmäntel sind als zwei feine Längslinien gut sichtbar (Phasenkontrast). Randdörnchen sind häufig als undeutliche, dunkle Randpunkte auszumachen.

Die Zellen sind mit den unter den Fußpolquerrippen befindlichen Flächen zu schraubigen Bändern mit sehr unterschiedlichem - in der Regel weitem - Krümmungsradius vereinigt.

Die Chromatophoren sind nach Gran (1908) zahlreiche (?) und über die gesamte Zelle verteilte Körnchen.

Zellmaße: Schalenlänge: 50 - 170 µm

Transapikale Schalenbreiten:

Fußpol: 4 - 10 µm
Einschnürung: 1,6 - 4,5 µm
Mitte: 2 - 5 µm
Kopfpol: 1,6 - 3,5 µm

Transapikalstreifenfrequenz: sehr hoch

Randdörnchen: ca. 5 in 10 µm

Pervalvare Zellhöhe im Bereich der Fußpolquerrippe: Etwa 5 - 10 µm und mehr.

Variabilität lichtmikroskopischer Merkmale

Von der Valvaransicht der *A. notata* sind bisher in der Literatur drei Zeichnungen bekanntgeworden (soweit es sich um Originalzeichnungen der Autoren handelt), und sie zeigen bereits die relativ große Variationsbreite der Valvengestalt dieser Art: Die erste Abbildung, von Kitton (in: Grunow & Kitton, 1877) an Hand des Typusmaterials aus Honduras angefertigt, stellt eine gedrungene Schale mit sehr stark abgeschnürtem Fußpol, kräftiger Auftreibung in der Schalenmitte und schmalem, nicht abgesetztem oder erweitertem Kopfende dar. Die Transapikalrippe auf dem Fußpol verläuft in zwei nach unten konvexen Bogen etwa senkrecht zur Apikalachse. Demgegenüber zeichnet Grunow in Van Heurck (1880 - 85) eine Schale mit sehr flacher Einschnürung über dem Fußpol, geringer Aufbauchung in der Schalenmitte und schwach kopfig erweitertem Kopfpol. Die Fußpolquerrippe ist hier an den Rändern weit nach unten zum basalen Zellrand gezogen. (Es ist nicht ganz klar, ob Grunow als Vorlage für seine Abbildung das Typusmaterial der Art aus Honduras verwendete.) Eine weitere Abbildung der *A. notata* gibt Hustedt (1932). Sie gleicht weitgehend der von Grunow, wirkt allerdings gedrungener und hat einen nicht verbreiterten Kopfpol sowie eine stark asymmetrische Querrippe.

Die Überprüfung des Typusmaterials der Art überzeugte mich, daß beide dargestellten Schalenformen in der Aufsammlung vorhanden sind; zudem auch noch andere, die als Zwischenformen anzusehen sind. Die Umrißgestalt der *A. notata* kann darum als in diesen Grenzen variabel bezeichnet und sollte *allein* nicht als Merkmal zur Unterscheidung infraspezifischer Taxa benutzt werden. Anders verhält es sich jedoch, wenn die Gestalt der Schalen zusammen mit der Ausbildung und Stellung der Fußpolquerrippe betrachtet wird: In einer Probe aus dem Indischen Ozean (Kleine Andamaneninsel; coll.: Internat. Indian Ocean Exped., 'Anton Bruun' Cruise 1, Sta. Nr. 29; 23. März 1963) fand ich neben der Typusform der *A. notata* eine weitere Form, die sich in zwei Merkmalen von der ersteren unterscheidet: Neben der deutlich dreieckig gestalteten Fußpolerweiterung und einer sehr geringen Einschnürung darüber zeichnet sich diese Form noch durch eine völlig gerade und sehr breite, symmetrische und im rechten Winkel zur Apikalachse stehende Querrippe aus. (Näheres sowie Abbildung siehe Feinstrukturteil

und Diagnose dieser Varietas). Ich kann diese Sippe - besonders in Verbindung mit Feinstrukturmerkmalen - eindeutig vom Typus unterscheiden und spreche ihr daher den taxonomischen Rang einer Varietas zu. Vielleicht kann eine nähere Kenntnis der bisher recht selten beobachteten *A. notata* eine Vereinigung der Varietät mit der Art zu einem Taxon mit relativ großer Variationsbreite einiger Merkmale rechtfertigen; vorläufig ist die Varietas nicht in die Grenzen der Variabilität der Typusvarietas einzubeziehen.

In weiten Grenzen variiert auch die Schalenlänge der Art, die sich darin nicht von den übrigen *Asterionella*-Arten unterscheidet. Im Gegensatz zu anderen Arten aber (mit Ausnahme von Kulturformen der *A. formosa*) ist hier gelegentlich eine sprunghafte Änderung der Zellänge zu beobachten, die sich darin ausdrückt, daß man in einer Kolonie Zellen unterschiedlicher Länge feststellen kann. Schon Pavillard (1925) zeichnete eine solche Kolonie; seine Abbildung vermittelt aber infolge eines fehlenden Kommentars eine Vorstellung vom charakteristischen Gestaltstyp der *A. notata*, die der Wirklichkeit nicht entspricht: Die Regel ist bei der Art vielmehr eine Kolonie, die aus gleichlangen Zellen zusammengesetzt ist.

Einige der offenen Fragen über die Variabilität der Art dürften durch Kulturversuche zu klären sein. Mir war es nicht möglich, die Variationsbreite von Schalenmerkmalen in einer Kultur der *A. notata* zu untersuchen, da ich nicht in der Lage war, lebendes Zellmaterial dieser Art zu erhalten.

In der untenstehenden Tabelle 6 sind einige Schalenmaße, die aus der Literatur entnommen wurden, mit Werten, die ich selbst an einigen Aufsammlungen der Art gewonnen habe, verglichen. Was aus den teilweise stark streuenden Werten nicht hervorgeht, ist die vergleichsweise große Einheitlichkeit des Materials. Alle Formen stimmen in den Zellproportionen und im Besitz der auffälligen Fußpolquerrippe überein und sind ausnahmslos der Art eindeutig zuzuordnen; die oben diskutierte große Variabilität einiger Merkmale erstreckt sich nicht auf solche, die die Art von Nachbararten trennen.

Tab. 6:

Variationsbreite der Zellänge und der transapikalen Schalenmaße bei *Asterionella notata*

Aufsammlung	Schalenlänge µm	Fußpol µm	Einschn. µm	Mitte µm	Kopfpol µm
Honduras (Typus)	70-100	4- 6	1,6-2,4	2-3	1,6-2

Barbados Coll. Boyer, Nr. 37	90-130	ca. 6	ca. 3	ca. 5	ca. 3
Indischer Ozean Kl. Andamaneninsel v. 23. 3. 1963	80-170	8-10	3-4,5	5-6	3-5

Literaturzitat	Schalen-länge µm	Fußpol µm	Einschn. µm	Mitte µm	Kopfpol µm
Grunow & Kitton (1877) Honduras	93-130	ca. 10	ca. 3	ca. 5	ca. 2,5
Grunow in Van Heurck (Fundort?) (1880-85)	100-114	7-8	ca. 3	ca. 4	ca. 3
Cleve (1900) Azoren	50-100	?	?	?	?
Peragallo & Peragallo Sérignan/Fra. (1901)	ca. 100	ca. 9	ca. 3	ca. 4	ca. 3
Pavillard (1925) Mittelmeer	64-84	?	?	?	?
Hustedt (1932) Europ. Küsten	50-105	ca. 8,5	ca. 4	ca. 4,5	ca. 3
Manguin (1952) Madagascar (subfossil) (als *A. spec.*)	ca. 102	ca. 5	ca. 2	ca. 3	ca. 1,3
Hendey (1964) Brit. Küste	50-100	?	?	?	?

Schalenfeinstrukturen

Valvaransicht:

In der Mitte der Valvenoberfläche erstreckt sich über einen großen Teil der Zellänge die Pseudoraphe, die von einer schmalen und verdickten Kieselleiste gebildet wird (Fig. 129 - 130). Sie besitzt eine Breite von 80 - 200 nm, wird jedoch im unteren Teil etwas weiter. Auf dem basalen, angeschwollenen Fußende der Schale geht sie in die sehr dicke Fußpolquerrippe über, welche sich sehr schnell verbreitert und in zwei Äste gabelt, die bogig und mehr oder

weniger asymmetrisch zum Valvenrand verlaufen; hier biegen die beiden Querrippenäste um und laufen in der Umbiegestelle der Valva nach unten zum basalen Zellapex, in zwei spitzen Ausläufern auch nach oben (Fig. 130). Die Querrippe weist in ihren transapikalen Teilen eine durchschnittliche Breite von 0,5 - 1 µm auf; sie wird aber an den Valvenrändern und im Zentrum der Schale etwas breiter und hat hier in der Gabelung meist noch einen kurzen, spitzen Fortsatz, der in ein von dieser Querrippe und den basalen unteren und seitlichen Valvenrändern begrenztes Porenfeld hineinragt (Fig. 130, Pfeil). Das Fußpolporenfeld ist aus einer größeren Zahl enggestellter Porenreihen zusammengesetzt, die im mittleren Bereich in Apikalrichtung, in den seitlichen Randbereichen aber transapikal verlaufen.

Die Transapikalporenreihen zu beiden Seiten der Pseudoraphe sind (ganz ähnlich wie bei *A. glacialis*) zwischen transapikalen Kieselleisten gelegen, die als fiedrige Fortsätze der Pseudoraphe zu denken sind. Diese transapikalen Rippen sind mit 90 - 160 nm ein wenig schmaler als die Pseudoraphe, aber selbst wieder breiter als die senkrecht dazu stehenden Stege zwischen den Porenöffnungen (50 - 120 nm). Deutlicher unterschieden als in der Breite sind die drei Typen von Kieselleisten im Grad der Verkieselung, der leicht aus dem Schwärzungsgrad der elektronenmikroskopischen Aufnahme abzulesen ist (Fig. 133). Häufig sind die Transapikalporenreihen im Bereich über der Querrippe etwas bogig und im oberen Schalenteil zu beiden Seiten der Pseudoraphe gegeneinander versetzt (Fig. 129); dabei kann die Pseudoraphe, wenn sie sehr schmal ausgebildet ist, eine leicht zickzackförmige Gestalt annehmen.

Die Porendurchmesser und die Form der Porenöffnungen sind entsprechend der wechselnd starken Verkieselung der Valven variabel: Bei schwächer verkieselten Zellen (Fig. 131) bleiben die Stege zwischen den Poren einer Transapikalporenreihe dünn und verbreitern sich an den Ansatzstellen kaum, die Poren erhalten dadurch eine rechteckige Gestalt und sind relativ weit (ca. 200 - 250 nm apikal, 200 - 300 nm transapikal). Bei stärker verkieselten Schalen (Fig. 133) sind die Stege zwischen den Poren breit, die Poren sind rundlich bis oval und eng (ca. 90 - 150 nm im Durchmesser). Gleichfalls fällt auch die Frequenz der Transapikalporenreihen veränderlich aus, nämlich 30 - 36 in 10 µm, wobei die höheren Werte zu stärker verkieselten Schalen mit kleineren Porenöffnungen gehören.

Die Poren des basalen Porenfeldes sind immer mehr oder weniger rundlich und fast immer kleiner als die Poren der Transapikalreihen. Ihr Durchmesser beträgt gewöhnlich 60 - 120 nm (Fig. 130).

Der Kopfpol ist im allgemeinen kaum oder nicht erweitert. Die Porenreihen erstrecken sich bis zum Zellapex, ordnen sich dort allerdings radial an und

die Porendurchmesser verkleinern sich um ein weniges (Fig. 129). Fast immer trägt der Kopfpol einen schlitzförmigen Gallertporus, der seiner Lage nach zu urteilen, aus der Umbildung einer oder mehrerer, zur Pseudoraphe benachbarter Poren einer Transapikalreihe hervorgegangen sein dürfte (Fig. 129).

An der Umbiegestelle der Valva zum Valvenmantel laufen zu beiden Seiten der Schale zwei Längsrippen, deren Stärke sehr gering ist; oft sind sie nur im mittleren, bauchigen Teil der Zelle zu erkennen. Sie können zuweilen zusätzlich kleine Dörnchen tragen (Fig. 129, Pfeile).

Gürtelbandansicht:

Die Transapikalporenreihen setzen sich - nur durch die randlichen Längsrippen unterbrochen - unverändert auf dem Valvenmantel fort und enden vor einem schmalen, strukturlosen und messerschneidenartig verdünnten Rand, der bis zu 20 nm breit ist und das anschließende Gürtelband in etwa dieser Breite überlappt. Der Valvenmantel ist im Bereich des erweiterten Fußendes meist 1,2 - 1,7 μm breit, im übrigen Zellteil nur um 500 nm. Zwischen den beiden Valvenmänteln einer Frustel liegen mehrere untereinander gleichgestaltete Kieselbänder ("Gürtelbänder"; s. Anmerkung p. 625), die alle aus einer kräftigen Längsrippe in der Mitte (oder etwas seitlich verschoben) mit daran anschließenden dünnen Flügeln mit ganz kurzen, aus 1 bis 2 Poren bestehenden Porenreihen aufgebaut sind (Fig. 134). Die Gürtelbänder sind am Fußende geschlossen; es gibt Hinweise, daß sie am Kopfpol offen sind, allerdings konnte ich darüber noch keine völlige Klarheit erzielen. Sie wechseln in ihrer Anzahl pro Zelle (häufig zwischen 4 und 8), besitzen eine durchschnittliche Breite von ca. 400 nm im oberen, von ca. 600 nm im basalen Teil und ihr Porendurchmesser ist mit ca. 70 nm geringer als der Durchmesser der Valvenporen.

Die Gürtelbandansicht der Fußpolquerrippe (Fig. 134), die in Valvaransicht als auffällige Transapikalrippe erscheint, läßt erkennen, daß sie sich über das Valvenniveau erhebt und sich in der Umbiegestelle der Valva (als basale Fortsetzung der seitlichen Längsrippen) um das gesamte basale Porenfeld herumzieht. Es entsteht auf diese Weise ein ähnlich ringartiges Gebilde wie bei *A. glacialis* bzw. *A. kariana*, wenngleich das Porenfeld der *A. notata* wesentlich großflächiger ist und statt der Schlitzporen Porenreihen aufweist. Die von dieser Ringverdickung gebildete Schalenfläche ist gegen die Ebene der Valvenoberfläche um einen kleinen Winkel gekippt (Fig. 134). Da die Nachbarzellen einer Kolonie mit diesen Ringverdickungen aneinanderhaften, resultiert eine Schraubenkolonie mit fächerförmig abstehenden Zellen wie

bei allen *Asterionella*-Arten. Entsprechend dem geringen Winkel, unter dem die einzelnen Zellen zueinander stehen, muß die Kolonie einen relativ weiten Krümmungsradius besitzen.

Schalenstrukturen der var. recticostata

Die Valvaransicht dieser Sippe aus dem Indischen Ozean ist von der der Typusvarietät durch die mehr dreieckige Gestalt des Fußendes und durch die sehr breite und gerade Fußpolquerrippe verschieden (Fig. 135). Wie bei der var. *notata* greift zwar diese Rippe ringförmig um das ganze basale Porenfeld herum, sie ist aber im transapikalen Teil außerordentlich verbreitert (bis zu ca. 2 µm) und verläuft bis zum Valvenrand völlig gerade und senkrecht zur Apikalachse. In der Mitte erweitert sie sich etwas: Meist nur halbkugelig nach unten, manchmal aber auch nach oben in die Pseudoraphe hinein (Fig. 136). In den Umbiegekanten der Valva läuft die Rippe nach unten, mit kurzen Fortsätzen aber auch nach oben. Weitere Besonderheiten dieser Varietät sind die geringe Einschnürung über der Fußpolerweiterung und die sehr kräftigen Randdörnchen, die den randlichen Längsleisten der Schalen aufsitzen, sowie die relativ dicken Transapikalkieselstege zwischen den Porenreihen, die in ihrer Breite von ca. 120 nm fast der Breite der Pseudoraphe gleichkommen (Fig. 138).

In der Struktur des Kopfpols (Fig. 137) (der meist schwach erweitert ist) und in der Gürtelbandansicht (Fig. 139) entspricht diese Sippe weitgehend der Typusvarietät.

Neuumschreibung der Art

Die Art *A. notata* (Grun.) Grunow ist durch den Umriß der Valvaransicht und die auffällige Rippenbildung im basalen Schalenteil eine sehr klar umrissene Species. Eine Sippe, die in der Ausbildung der Rippe sowie in der Gestalt ein wenig von ihr abweicht, ohne Übergänge zur Typussippe zu zeigen, muß als Varietät abgetrennt werden und wird im Anschluß an diese zusammenfassende Behandlung der Typusvarietas unten beschrieben. Die Art enthält keine Elemente, deren Einordnung in ihre Grenzen zweifelhaft wäre.

Die Umschreibung der *A. notata* ist darum nur um einige elektronenmikroskopische Merkmale zu erweitern.

Asterionella notata (Grunow) Grunow in Van Heurck (1880-85), Syn. Diat. Belg., Atlas (Anvers): tb. 52, fig. 3

Typus:

Collectio GRUNOW, Nr. 839 "*Asterionella bleakeleyi*". auf Sargassum von Honduras, coll. Lindig (specimina exsiccata in: Herb. Mus. Palat. Vindob.; Acqu. 1901, Nr. 1771)

Vermutlicher Isotypus:

Coll. J. A. SCHULZE, Präp. Nr. A-96, "Honduras/Grunow" (Academy of Natural Sciences of Philadelphia)

Synonyme:

Asterionella bleakeleyi var. *notata* Grunow (1867), Hedwigia, *6* (1): p. 2
Asterionella spec. Manguin (1952), Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *4* (1): p. 15, 17

Beschreibung:

Valvaransicht langgestreckt linear, mit viereckig-keulig erweitertem Fußende, einer flachen, aber deutlichen Einschnürung zwischen Fußpol und dem etwas bauchigen Mittelteil und mit gerundetem, selten schwach kopfigem Kopfpol. Pseudoraphe eine schmale Kieselrippe mit daran anschließenden, transapikalen Kieselleisten, zwischen denen die Transapikalporenreihen angeordnet sind; basal (etwa in der Mitte der Fußpolerweiterung) zu einer breiten, auffälligen Rippe verdickt, die sich gabelt und in zwei, meist zur Apikalebene asymmetrischen Bogen transapikal zum Valvenrand und dort in der Umbiegestelle der Valva um den basalen Zellapex läuft. Das von dieser Rippe abgegrenzte, ovale Feld mit einer Anzahl apikal, am Rand transapikal, gestellter Porenreihen mit engen Porenöffnungen. Kopfpol mit radial angeordneten Porenreihen und einem Gallertporus dicht neben der Pseudoraphe. Seitliche Valvenränder teilweise mit Kieselängsrippen, gelegentlich mit feinen Dörnchen besetzt.

Gürtelbandansicht stabförmig, zum Kopfende etwas verjüngt, an beiden Enden gerade abgeschnitten. Mehrere, untereinander gleichgestaltete Gürtelbänder. Fußpolquerrippe deutlich knotig vorragend; basales Porenfeld leicht gegen die Valvarebene geneigt. Zellen an diesen seitlich-basalen Flächen zu schraubigen Kolonien mit ± weitem Krümmungsradius verbunden.

Chromatophoren: Mehrere Plättchen (?), nicht auf einen bestimmten Zellbereich beschränkt.

Zellänge: Variabel, ca. 50 - 170 µm

Transapikale Schalenbreiten:

Fußpolbreite: 4 - 10 µm
Einschnürung über dem Fußpol: 1,6 - 4,5 µm
Breite in der Schalenmitte: 2 - 5 µm
Kopfpoldurchmesser: 1,6 - 3 µm

Porengröße: 10 - 20 nm bei rundlichen Poren stark verkieselter Zellen; 20 X 40 nm bei rechteckigen Poren schwach verkieselter Schalen

Transapikalporenreihenfrequenz: 30 - 36 in 10 µm

Verbreitung: Bisher aus dem Atlantischen und Indischen Ozean bekannt; im Plankton warmer Meere; selten.

Beschreibungen:

DE–TONI, J. B. (1892) - Sylloge Bacillariearum (Patavii): p. 679

CLEVE, P. T. (1900) - Kongl. Svenska Vet.-Akad. Handl., *34* (1): p. 19

PERAGALLO, H. & M. PERAGALLO (1901) - Diatomées Marines de France et des Districts Maritimes Voisins (Grez-sur-Loing): p. 322 - 323

GRAN, H. H. (1908) - Nordisches Plankton (Kiel, Leipzig): XIX 119

BOYER, Ch. S. (1927) - Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *78* (Suppl.) p. 214

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lieferung 2 (Leipzig): p. 254

HENDEY, N. I. (1937) - Discovery Rept., *16*: p. 334

HENDEY, N. I. (1964) - An Introductory Account of the Smaller Algae of British Coastal Waters 5. Bacillariophyceae, (London): p. 159

Abbildungen:

GRUNOW, A. & F. KITTON (1877) - Monthly Microscop. J., *18* (Oct.): tb. 93, fig. 2a - b

VAN HEURCK, H. (1880-85) - Synopsis Diat. Belg., Atlas (Anvers): tb. 52, fig. 3

WOLLE, Rev. F. (1890) - Diatomaceae of North America (Bethlehen, Pa.): tb. 46, fig. 3

CLEVE, P. T. (1900) - Kongl. Svenska Vet.-Akad. Handl., *34* (1): tb. 7, fig. 32

PERAGALLO, H. & M. PERAGALLO (1901) - Diatomées Marines de France et des Districts Maritimes Voisins (Grez-sur-Loing): tb. 81, fig. 12

PAVILLARD, J. (1925) - Bacillariales (Kopenhagen): p. 59, fig. 108 B

LEBOUR, M. (1930) - The Planktonic Diatoms of Northern Seas (London): p. 197, fig. 158

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lieferung 2 (Leipzig): p. 255, fig. 733 a/b

YAMAJI, I. (1962) - The Plankton of Japanese Coastal Waters (Hoikusha): p. 103, fig. mitte (fälschlich als *A. kariana* Grun. bezeichnet)

(Nicht jedoch p. 103, fig. oben, die fälschlich als *A. notata* bezeichnet ist!)

Sammlungen:

CLEVE & MÖLLER, Diat. (Exsicc.) Präp. Nr. 148

TEMPÈRE & PERAGALLO, Coll. Diat. 1er Edit.: Präp. Nr. 367. 2nde Edit.: Präp. Nr. 54, 55

Collectio BOYER (Academy of Natural Sciences of Philadelphia) Präp. Nr. 37

Asterionella notata (Grunow) Grunow var. **recticostata** nov. var.

Abbildung: Fig. 44 - 45

Beschreibung:

Valvaransicht langgestreckt schmal und gerade. Fußende länglich-dreieckig erweitert, kaum merklich abgeschnürt. Schalenmittelteil sehr schwach bauchig. Kopfpol geringfügig kugelig erweitert. Pseudoraphe schmal und etwa von gleicher Breite wie die versetzt daran sitzenden Transapikalstege (ca. 150 nm). Poren relativ weit und meist etwas eckig: ca. 200 × 200 nm. Fußpol mit einer geraden, sehr breiten (bis 2 µm) und stark verkieselten Transapikalrippe, die in den Valvenrändern basal nach unten läuft; mit kurzen Fortsätzen in der Mitte nach unten, seltener auch nach oben in die Pseudoraphe hinein knotig verbreitert. Basales Porenfeld mit im Mittelteil apikal, am Rand transapikal verlaufenden Porenreihen mit engen Porenöffnungen (ca. 80 nm). Seitliche Valvenränder mit kräftigen Kiesellängsrippen (ca. 120 nm breit), die sich basal verbreitern und in die Randpartien der Kieselquerrippe des Fußpols übergehen; an ihnen sitzen sehr auffällige Randdörnchen. Kopfpol mit radialen Porenreihen und einem schlitzförmigen Gallertporus neben der Pseudoraphe.

Gürtelbandansicht gerade, zum Kopfpol verjüngt und an beiden Enden gerade abgeschnitten. Fußpolquerrippe als scharf begrenzter Knoten vortretend; Frustel darunter wieder ein wenig verschmälert. Zellen an den seitlichen, basalen Porenfeldern zu Schraubenkolonien vereinigt.

Zellmaße:

Schalenlänge: 70 - 120 µm
Fußpolbreite (transap.): 7 - 8 µm
Schalenmitte (transap.): ca. 3 µm
Kopfpoldurchmesser: ca. 3 µm
Transapikalporenreihenfrequenz: 29 - 30 in 10 µm
Randdörnchenfrequenz: 6 - 7 in 10 µm

Diagnose:

In aspectu valvaris visa a typo costa recta lataque pedipoli, pede triangulariter amplicato et spinulis marginalibus perspicuis dignoscenda.

Unterscheidet sich in der Valvaransicht von der Typusvarietät durch die gerade und breite Fußpolquerrippe, durch die dreieckig gestaltete Fußpolerweiterung und durch deutliche Randdörnchen.

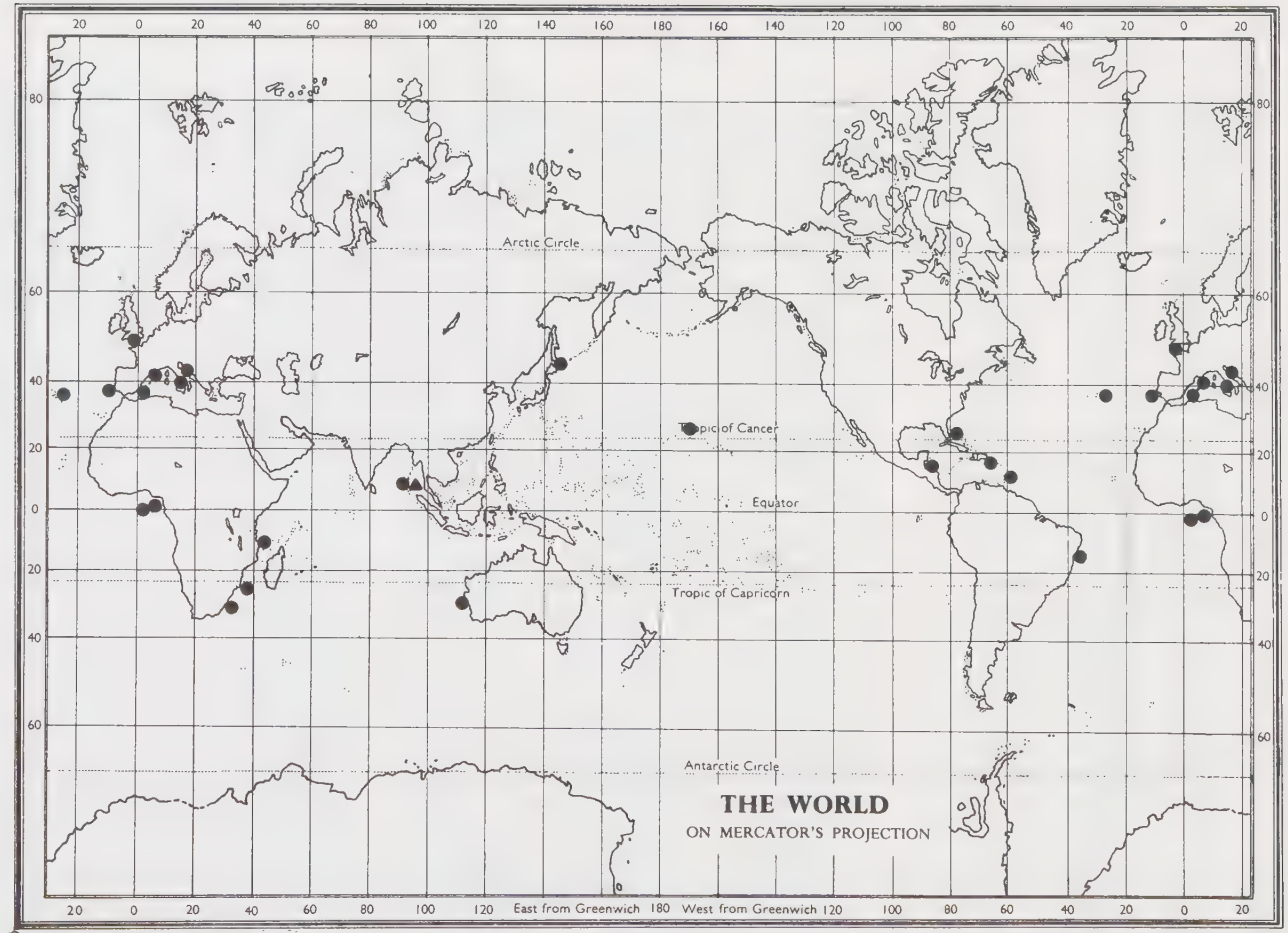
In valve view distinguished from the nominate variety by a straight and broad costa across the lower end, by the triangular-shaped foot pole, and by distinct marginal spinules.

Holotypus:

Specimen originarium in Herb. Mus. Bot. Berolinensis (Nr. 25637), prope insulam Andamanam Minorem in Oceano Indico collectum (Internat. Indian Ocean Exped., Anton Bruun Cruise I, Sta. Nr. 29; 23. III. 1963; coll. NORRIS)

Isotypi:

Academy of Natural Sciences of Philadelphia; British Museum (Natural History) London



Verbreitung von Asterionella notata GRUNOW und der Varietät var. recticostata (▲)

III. SPECIES DUBIAE VEL EXCLUDENDAE

Asterionella antiqua Héribaud & Peragallo

(Syn.: *Synedra ulna* (?) Ehr.)

Asterionella antiqua wurde von Héribaud und Peragallo (in Héribaud, 1902) aus fossilem Material aus Celles-Cantal (Auvergne) beschrieben. Die beigegebene Abbildung stellt eine Valvaransicht eines Schalenbruchstücks mit schwach und länglich-kugelig erweitertem Schalenpol, relativ grober Transapikalstreifung und weiter Pseudoraphe dar (Fig. 46). Die zugehörige Beschreibung gibt eine Schalenbreite von 7 µm und eine Streifenzahl von 12 in 10 µm an.

Im Präparat Nr. 122 der Tempère & Peragallo-Diatomeensammlung, 2nde édit. (im British Museum of Natural History, London), fand ich eine Form, die gut mit der bei Héribaud beschriebenen und abgebildeten Diatomee übereinstimmt. Es handelt sich bei ihr vermutlich um eine *Synedra ulna*. Da man aber, wie auch schon von Héribaud berichtet, keine unzerbrochenen Schalen dieser Form beobachtet, ist eine sichere Bestimmung nicht möglich. Jedoch sind auch die Gestalt der von Peragallo gezeichneten Valva (besonders die deutliche Pseudoraphe) und die angegebene Streifenzahl in 10 µm weit eher mit dieser letzteren Art als mit einer *Asterionella* in Verbindung zu bringen; *A. antiqua* ist darum auf jeden Fall aus der Gattung *Asterionella* auszuschließen.

Asterionella antiqua Héribaud et Peragallo in Héribaud (1902), Diatomées Foss. d'Auvergne (Clermont-Ferrand), T. *2*: p. 16; tb. 8, fig. 8
(?)=*Synedra ulna* (Nitzsch) Ehrenberg

Asterionella canina Zmeew (1872), Voenno-Meditsinsky Žurnal (Leningrad), *114* (6): 50

Übersetzung der Originalbeschreibung:

"Hundsquelle", 9°. Eine Quelle, die im Volk wegen ihrer befruchtenden Kraft gerühmt wird. Wir fanden in ihr: *Asterionella canina* mihi, n. ined. sp., Länge 520 µm, Breite 60 µm. Steht in ihren Umrissen der *Ast. formosa* Hass. sehr nahe, der sie auch in der Klassifikation nachfolgen müßte. Sie unterscheidet sich von dieser jedoch dadurch, daß sie wesentlich größer ist. Sie ist fast 5mal so groß und hat spitz zulaufende Enden. Ich habe nur 3 Exemplare gesehen und kann daher nichts über die Kopulation und Zellteilung aussagen.

Fundort der Art:

In einer Mineralquelle im Kaukasus (genannt: "Hundsquelle").

Die Abbildung dieser Form von Zmeew (wiedergegeben in Fig. 47) läßt Zweifel daran aufkommen, ob dem Autor überhaupt eine Kieselalge vorgelegen hat. Besonders auffällig in dieser Beziehung ist die achteckige Scheibe, die das Zentrum der vermeintlichen Kolonie bildet. Ebenso liegen auch die angegebenen Größen (520 µm Länge, 60 µm Breite) weit über dem, was über den Größenbereich der Gattung *Asterionella* bekannt ist.

Die *A. canina* Zweew wurde bisher nicht wieder beobachtet und es ist weitgehend ausgeschlossen, daß eine eventuell neu gefundene *Asterionella*-Art mit der Beschreibung und Abbildung Zmeews identifiziert werden könnte. Die Art ist aus der Gattung zu streichen.

Asterionella cleveana O'Meara (1874), Quart. J. Microscop. Sci., N. S., *14*: 259; tb. 8, fig. 6

Originalbeschreibung:

"Length of valve .0036" *; the lower end small and roundish; the upper end much larger and somewhat rhomboid in its outline; striae marginal, costate. Several specimens of this occurred, always single, as might have been expected, so that I am not quite certain that I have assigned the form to its proper genus."

Die Art ist aus marinen Proben von Spitzbergen beschrieben; sie wurde nicht wieder beobachtet.

Die Originalzeichnung (wiedergegeben in Fig. 48) zeigt eine Form, die nicht ganz mit der Beschreibung übereinstimmt: Die Schalenenden sind mit 11 µm bzw. 14 µm Breite beinahe gleichgroß. Die Abbildung kann wohl kaum eine *Asterionella*, weder in Valvar- noch in Gürtelbandansicht, darstellen; sie erinnert mit den gezeichneten kurzen Randrippen von 4 - 5 in 10 µm eher an eine *Nitzschia* oder *Surirella*.

Die Durchsicht aller Präparate O'Mearas mit dem Vermerk "Spitsbergen", die im British Museum (Natural History) London aufbewahrt werden, ließ keine Diatomee finden, die der Beschreibung oder Abbildung entsprochen haben würde.

* das sind ca. 90 µm

Da die aus der Zeichnung zu ersehenden Merkmale nicht in den Rahmen der Gattung *Asterionella* passen und zudem der Typus fehlt, schlage ich vor, die Art *A. cleveana* aus der Gattung zu streichen.

Asterionella candelabrum Manguin in Bourrelly & Manguin

Manguin beschrieb diese Art zusammen mit einer anderen *Asterionella*-Art (*A. madagascariensis*; s. u.) aus dem Tsimbazaza-See/Madagascar. Wegen der schweren Erkrankung und des Todes von E. Manguin war es verständlicherweise unmöglich, das Originalmaterial dieses Fundortes zu sehen zu bekommen. Ich kann darum eine endgültige Stellungnahme zu diesen beiden Arten zum gegenwärtigen Zeitpunkt nicht geben.

Asterionella candelabrum (Fig. 49 - 55) besitzt eine Valvaransicht mit stark erweitertem, dreieckigem Fußpol, etwas aufgebauchter Schalenmitte und schwach verbreitertem, rundlichem Kopfpol. Die Pseudoraphe ist nach der Beschreibung Manguins sehr schmal, in seiner Abbildung jedoch sehr deutlich ausgeführt. Die Gürtelbandansicht ist linear schmal und fast rechteckig mit schwach verbreitertem Fußpol gezeichnet. Die Kolonie hat Sternform (und soll nach den Ausführungen Manguins aus 4 - 5 Individuen bestehen). Als Zellmaße sind angegeben: Länge: 30 - 36 µm; Breite (transapikal ?): 1,8 - 2 µm; Streifen: um 25 in 10 µm. Die forma *baculata*, die Manguin auf Grund der nicht angeschwollenen Schalenmitte und des nicht oder wenig erweiterten Kopfendes vom Typus unterscheidet, ist nach meinen Erfahrungen über die Variabilität der *Asterionella*-Arten sicher innerhalb der Variationsbreite dieser Art gelegen und darum besser nicht als getrennte forma zu führen.

Die Art *A. candelabrum* M. entspricht in den meisten Merkmalen gut der *Asterionella ralfsii* var. *americana*; mit einiger Wahrscheinlichkeit gehört sie zumindest in den Rahmen der Art *A. ralfsii*. Zudem würde auch die Ökologie des Sees, in dem *A. candelabrum* gefunden wurde, für eine Identität der beiden Arten sprechen: Der Tsimbazaza-See weist einen pH-Wert von 5 - 6 auf und seine Diatomeengemeinschaft ähnelt durchaus denen von Gewässern, in denen die *A. ralfsii* var. *americana* vorzukommen pflegt (z. B. zusammen mit *Actinella punctata* und zahlreichen *Eunotia*-Arten, u. a. *E. zasuminensis*; dazu vgl. *Asterionella madagascariensis*). Besonders wegen des isolierten Fundortes auf Madagascar möchte ich - ebenso wie bei der nachfolgenden Art - bis zur Überprüfung des Typusmaterials *A. candelabrum* vorläufig als zweifelhafte Art gesondert von *A. ralfsii* belassen.

Asterionella candelabrum Manguin in Bourrelly & Manguin (1949), Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *2* (2): p. 165; tb. 5, fig. 58

Typus: Vermutlich im Besitz von E. Manguin

Loc.: Tsimbazaza-See/Madagascar

Synonymie:

Asterionella candelabrum fo. *baculata* Manguin in Bourrelly & Manguin (1949), Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *2* (2): p. 165; tb. 5, fig. 59

Asterionella madagascariensis Manguin in Bourrelly & Manguin

Zusammen mit der vorigen Art wurde *A. madagascariensis* M. von Manguin aus dem Tsimbazaza-See/Madagascar beschrieben. Eine Beurteilung kann aus den oben bei *A. candelabrum* angeführten Gründen vorläufig nur provisorisch nach der Beschreibung bzw. Abbildung der Art bei Manguin unternommen werden (Fig. 56 - 62).

Die Valvaransicht ist bei der Typusvarietät linear, gegen die Pole hin etwas gebogen und an den Enden leicht keulig erweitert. Die Pseudoraphe ist linear und sehr eng, an den Polen erweitert. Die Gürtelbandseite hat eine schmale und lineare Gestalt mit verbreiterten Enden; die Kolonie ist sternförmig und locker verbunden. Die Zellänge beträgt 48 - 71 µm, die transapikale Breite in der Zellmitte 2,5 µm, an den Polen 3,5 - 4 µm; Transapikalstreifen findet man 18 - 20 in 10 µm. Eine von Manguin unterschiedene forma *ossoeiformis* besitzt eine relativ schlankere Gestalt der Valva, deutlicher keulenförmige Pole und eine größere Variabilität der Streifenzahl. Ihre Länge ist 57 - 78 µm, die Schalenbreite 2 - 2,5 µm in der Mitte, 4 - 5 µm an den Polen. Die Streifenfrequenz ist 15 - 25 in 10 µm. Die Abbildung dieser Form zeigt in Valvaransicht zum Teil sehr stark gebogene Zellen. Die forma *ossoeiformis* ist wahrscheinlich zu Unrecht vom Typus abgetrennt worden.

Manguin gliedert ferner von der Typusvarietät eine var. *minor* ab, die nach der Abbildung im wesentlichen nur in der Zellänge von letzterer verschieden ist. Sie besitzt eine Länge von 28 - 31 µm; die Streifenfrequenz entspricht mit 25 in 10 µm noch den dichter gestreiften Exemplaren der fo. *ossoeiformis*.

Eine weitere Varietät der Art, var. *tibiaeformis*, wird von Manguin als noch kürzer angegeben (19 - 28,5 µm) und weist 25 - 27 Streifen in 10 µm auf.

Ihre Valven sind deutlich gebogen, die Pole keulenförmig und etwas dreieckig erweitert. Eine Pseudoraphe ist in den Abbildungen eingezeichnet, wird aber in der Beschreibung als "peu visible" bezeichnet. Die Gürtelbandansicht ist gerade mit konkaven Rändern; die Zellen sind zu unregelmäßigen, sternzickzackförmigen Kolonien verbunden.

Ich vermute, daß es sich zumindest bei der var. *tibiaeformis* um *Eunotia zasuminensis* handelt. Ähnlich wie im Fall *A. candelabrum* - *A. ralfsii* würde auch hier der Biotop für diese Identität sprechen; z. B. findet man auch in nordeuropäischen und nordamerikanischen Gewässern mit niedrigem pH oft *A. ralfsii* und *E. zasuminensis* nebeneinander und in einer vergleichbaren Diatomeenassoziation wie *A. candelabrum* und *A. madagascariensis* in der Kieselalgengemeinschaft im Tsimbazaza-See. Solange aber nicht einerseits die von Manguin für die Art angegebene hohe Streifenzahl und das Vorhandensein einer Pseudoraphe überprüft und solange andererseits die Stellung der var. *tibiaeformis* zur Typusvarietät und zur var. *minor* nicht geklärt worden sind, muß *A. madagascariensis* als zweifelhafte, jedoch selbständige Art in der Gattung *Asterionella* geführt werden.

Asterionella madagascariensis Manguin in Bourrelly & Manguin (1949), Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *2* (2): 165-166; tb. 5, fig.60

Typus: Vermutlich im Besitz von E. Manguin;

Loc.: Tsimbazaza-See/Madagascar

Synonymie:

Asterionella madagàscariensis forma *ossoeiformis* Manguin in Bourrelly & Manguin (1949), Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *2* (2): 166; tb. 5, fig. 61

Asterionella madagascariensis var. *minor* Manguin in Bourrelly & Manguin (1949), Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *2* (2): 166; tb. 5, fig. 62

Asterionella madagascariensis var. *tibiaeformis* Manguin in Bourrelly & Manguin (1949), Mém. Inst. Sci. Madagascar. Sér. B, *2* (2): 166; tb. 5, fig. 63; tb. 6, fig. 64

Asterionella spiralis Castracane (1886), Rept. on the scientific results of the voyage of HMS 'Challenger' during the years 1873-76: p. 50

Castracane (1886) erwähnt diese Art in der allgemeinen Besprechung der Gattung *Asterionella*·

Originalbeschreibung: "... I have observed other marine *Asterionellae* at the island of Lesina in Dalmatia ... In this locality, by means of small nets, there

was found on the surface of the sea, and floating among many other organic forms, an *Asterionella* which could be readily distinguished by the linear form of the frustules; these were at the same time provided with a swelling at the inferior end extremity, and were radiately disposed so as to present a stellate appearance. This form, too, was remarkable from the fact that the series did not form a solitary star with only a few radii, but presented, on the contrary, a long chain of very numerous frustules, which were disposed in such a manner as to form several spiral turns, so that the name *Asterionella spiralis*, which has been applied to the species, is exceedingly characteristic."

Zwar ist die Veröffentlichung dieser Art nicht als "beiläufige Erwähnung" nach Art. 34 des Code der Bot. Nomenklatur zu betrachten - die Beschreibung und die Angabe des Fundortes schließen dies aus -, die Art *A. spiralis* ist jedoch sehr zweifelhaft, da die Beschreibung auf praktisch alle marinen *Asterionellen* und auf *Thalassiothrix* zutreffen kann und zudem weder eine Abbildung noch ein nomenklatorischer Typus vorhanden sind.

Asterionella vinaninkarenae Manguin (1949)
Ann. Geol. Serv. Mines, *18*: 85 - 115

Die Art wurde von Manguin (1949) aus fossilen Sedimenten von Ankaratra/ Madagascar beschrieben. Der Autor bringt nur eine Skizze einer Gürtelbandansicht (Abb. 63) und gibt in der sehr knappen Beschreibung nur an, daß diese Ansicht keulenförmig mit stark verbreiterter Basis, angeschwollener Zellmitte und kopfigem, oberen Ende ist und in der Länge 30 µm, in der Breite (pervalvar) 5 µm mißt. Weder die Gestalt der Valvaransicht noch die Kolonieform, falls überhaupt Kolonien gebildet werden, sind bekannt.

Da ich kein Material sehen konnte (vgl. dazu die Bemerkung bei *Asterionella candelabrum*), ist mir eine Beurteilung dieser Art nicht möglich. Da die wesentlichen Merkmale der Gattung *Asterionella* nicht angesprochen sind, ist die Veröffentlichung von sehr geringem Wert; ich habe einige Zweifel, ob diese Sippe überhaupt in die Gattung gehört.

IV. SPECIES REMOVENDAE

Asterionella zasuminensis (Cab.) Lundh-Almestr.

Taxonomische Geschichte der Art

Die Art wurde erstmals von Cabejszekowna (1937) unter dem Namen *Fragilaria zasuminensis* veröffentlicht; sie hatte sie im Plankton des Zasuminskie-Sees in Polen gefunden. Die unregelmäßige, stern-zickzackförmige Koloniegestalt ließ den Verbleib dieser Sippe in der Gattung *Fragilaria* nicht zu, worauf bereits Hustedt in Huber-Pestalozzi (1942) hingewiesen hatte. Eine zusätzliche Bemerkung an derselben Stelle, daß die Art wohl nur als Kolonieabart einer *Asterionella* anzusehen sei, veranlaßte Cleve-Euler (1953), sie unter *Asterionella gracillima* var. *ralfsii* aufzuführen. Schließlich gab Lundh-Almestrand (1954) der Art den neuen Platz in der Gattung *Asterionella* als *A. zasuminensis* (Cab.) Lundh-Alm.

Cholnoky (1958) beschrieb aus einem Bach im Waterberg-Gebiet in Transvaal eine *Asterionella africana*, auf deren Ähnlichkeit mit *A. zasuminensis* er zwar selbst hinwies, die er aber wegen ihrer geringeren Zellänge von der letzten Art unterschied. Die beiden Arten sind jedoch miteinander identisch.

Die Entdeckung neuer Merkmale der *A. zasuminensis* mit dem Elektronenmikroskop macht ihre Abspaltung von der Gattung *Asterionella* erforderlich.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 64 - 68)

Valvaransicht:

Die Valva ist im Umriß schmal und langgestreckt. Die Apikalachse ist immer mehr oder weniger schwach gebogen und isopol, die Schalenmitte im allgemeinen etwas bauchig erweitert, meist stärker zur dorsalen Seite hin; die Schalenenden verbreitern sich allmählich oder auch mehr oder weniger plötzlich dreieckig, wobei die Ecken der Erweiterungen jedoch abgerundet sind, die Stirnfläche leicht gewölbt, gerade oder sogar etwas konkav sein kann. Manchmal sind die Polerweiterungen auch ein wenig asymmetrisch zur Längsachse der Valva oder scheinen zumindest so durch die Krümmung der Apikalachse. Insgesamt erinnert die Umrißgestalt etwas an einen menschlichen Oberarmknochen (Fig. 64; 66 - 67).

Die Transapikalstreifen sind gut zu erkennen, besonders bei schiefer Beleuchtung oder im Phasenkontrast; auf den Schalenpolen sind sie allerdings infolge der Beugungssäume an den stärker gekrümmten Schalenpartien nicht zu verfolgen. Eine Pseudoraphe ist nicht sichtbar.

Häufig beobachtet man kleine Randdörnchen, die sich als winzige, stark brechende Körnchen an den Valvenrändern darstellen.

Gürtelbandansicht:

Sie ist im Umriß schmal mit konkaven Rändern; manchmal sind die Schalenenden auch weniger allmählich erweitert, so daß die Ränder im Mittelteil parallel oder sogar aufgebaucht sein können; die Stirnflächen der Schalenpole sind meist gerade oder ganz schwach konvex (Fig. 65). Der schmale Valvenmantel zeigt die kurzen Ausläufer der Transapikalstreifen der Valva; die Ansatzstellen der Gürtelbänder sind als zwei Längslinien, wenigstens auf den Polerweiterungen, sichtbar.

Die Zellen sind mit den kaum abgerundeten Kanten der Schalenerweiterungen zu unregelmäßigen Kolonien vereinigt; dabei treten die beiden Pole jeder Zelle völlig gleichwertig auf (im Gegensatz zu *Asterionella*-Arten), so daß Zickzackverbände und wenigstrahlige Radialverbände zufällig verteilt sind (Fig. 68).

Angaben über die Chromatophoren läßt der Zustand der mir vorliegenden Proben der Art nicht zu.

Zellmaße:

Schalenlänge: 20 - 45 µm

Transapikale Breite der Schalenpole: 2,5 - 3,5 µm

Transapikale Breite in der Schalenmitte: 1,5 - 2 µm

Pervalvare Zellmaße: Variabel und abhängig vom Teilungszustand der Zelle, oft um 2 µm in der Mitte, um 3 - 4 µm an den Schalenpolen.

Transapikalstreifen: 18 - 20 in 10 µm.

Variabilität lichtmikroskopischer Merkmale

In der Literatur ist die Art bisher nur von 3 Fundorten bekanntgeworden. Hierbei stimmen die erste Beschreibung der Art aus Polen (Cabejszekowna, 1937) und die Beschreibung der Art aus Schweden (Lundh-Almestrand, 1954) weitgehend überein, insbesondere in den Zellmaßen. Lediglich die Erwähnung einer Pseudoraphe in der Erstveröffentlichung kann Lundh-

Almestrand (1954) nicht bestätigen. Da die Schale der Art aber sehr schmal und zart ist, ist es nicht ausgeschlossen, daß Beugungssäume der Valvenränder eine solche Pseudoraphe vorgetäuscht hatten. Eine dritte Beschreibung der Art, als *Asterionella africana* von Cholnoky (1958), weicht nur durch eine etwas kleinere Zellänge ab. Auf Grund meiner eigenen Messungen an Aufsammlungen der Art ist aber ohne weiteres ein Anschluß der *A. africana* an die erstbeschriebene Form herzustellen. Überdies hat die Erfahrung mit anderen schmalen, pennaten Diatomeensippen gelehrt, daß der Schalenlänge keine taxonomisch wesentliche Bedeutung beizumessen ist.

Während die bei Cabejszekowna (1937) und Lundh-Almestrand (1954) gegebenen Abbildungen der Zellgestalt gut übereinstimmen, zeichnet Cholnoky (1958) Valvaransichten mit weniger stark abgesetzten Schalenenderweiterungen. Hier ergab ein Vergleich europäischen Materials der Art (Fig. 64) mit dem Typusmaterial der *A. africana* (Fig. 67), daß durchaus Übergänge zwischen diesen beiden Gestaltstypen zu finden sind.

Zusätzlich zu den beiden europäischen und dem afrikanischen Fund kann ich die Art aus zwei Gewässern Nordamerikas berichten: Tobyhanna Creek, Penna. und Edisto River, S. Carol. (Fig. 66), beide Funde sind neu für die U.S.A.

Die Tabelle 7 vergleicht einige Schalenmaße von Zellen verschiedener Aufsammlungen und stellt sie den Werten aus den bisher erfolgten Veröffentlichungen der Art gegenüber. Alle Funde entsprechen in den Zellmaßen einander recht gut, ebenso in der Gestalt und den Schalenstrukturen (auch in den Feinstrukturen; vgl. unten) und bilden ohne Zweifel eine taxonomische Einheit.

Tab. 7.: Variabilität der Schalenmaße von *E. zasuminensis*:

Literaturzitat	Schalenlänge µm	transapikale Breite der Schalenenden µm	transapikale Breite der Schalenmitte µm	Transap.-streifen in 10 µm
Cabejszekowna (1937) (Zasuminskie-See, Polesien/Polen)	35-45	ca. 5 (n. Abb.)	2,5-3 (n. Abb.)	16-20
Lundh-Almestrand (1954) (Seen um Vittsjö/ Schweden)	35-45	2,5-3 (n. Abb.)	ca. 1,5 (n. Abb.)	18-20

Cholnoky (1958) (Platrivier, Transvaal/S.A.U.)	20-30	3-3,2	ca. 2	16-18
Aufsammlung				
Lillsjön/Schweden vom 10.6.1966 coll. Lundh-Almestrand	20-43	2,7-3,4	1,6-2	18-21 (23-27*)
Platrivier, Transvaal vom 30. 5. 1954 coll. Cholnoky	20-24	2,4-2,7	1,5-2	18-20 (20-24*)
Tobyhanna Creek, Penna./U.S.A. Vom 8. 7. 1941 coll. Patrick	27-35	2,4-2,9	1,5-1,6	18-20 (24-26*)
Edisto River S. Carol./U.S.A. vom 19. 7. 1964 coll. Patrick	26-27	ca. 2,6	1,7-2	19-20 (26-27*)

*) elektronenmikroskopisch gemessene Werte

Schalenfeinstrukturen

Valvaransicht:

Schalen der Art von drei verschiedenen Lokalitäten (Fig. 140, Schweden; Fig. 141, Nordamerika; Fig. 142, Südafrika) zeigen zwar leichte Unterschiede in der Umrißgestalt, stimmen jedoch im Porenmuster genau überein: In schwach eingesenkten Transapikalrinnen sind kleine, rundliche Poren zu transapikalen Reihen angeordnet. Der Durchmesser der Porenöffnungen liegt bei rund 50 nm; der Abstand der Poren in einer Reihe ist unregelmäßig und beträgt mindestens 120 nm, manchmal fällt auch eine Porenöffnung in der Reihe aus (Fig. 145, Pfeil). Die Transapikalreihen sind 200 - 400 nm voneinander entfernt (meist um 330 nm), und man zählt 20 - 27 (meist um 26) Reihen in 10 μm *.

* Wie in anderen Fällen ergaben sich auch hier Unterschiede zu den mit dem Lichtmikroskop gemessenen Werten; die Meßwerte sind in der Tabelle 7 einander gegenübergestellt. (Vgl. auch die Bemerkung bei *A. glacialis* auf p. 624)

In der Nähe des ventralen Valvenrandes findet sich eine sehr schmale Pseudoraphe. Sie ist nicht breiter als der durchschnittliche Porenabstand in einer Reihe und tritt nur deshalb in Erscheinung, weil an ihr die Porenreihen etwas gegeneinander versetzt sind.

Auf den erweiterten Schalenpolen ordnen sich die Porenreihen fächerförmig um eine knotig verdickte (im Elektronenbild dunkel erscheinende) Stelle am ventralen Valvenrand, ca. 1,5 µm vor jedem Zellende. Bei günstiger Lage der Schale, in gekipptem Zustand wie z. B. in Fig. 143, erkennt man diese Stelle als endknotenähnliche Verdickung eines kurzen Raphenastes. Die Länge des Raphenspaltes ist unterschiedlich, meist zwischen 1 und 1,5 µm; seine Breite ist nur sehr schwer zu bestimmen, da man selten in seiner Ebene durchblicken kann, sie dürfte aber in der Größenordnung des Porendurchmessers liegen. Einzelne Bilder deuten an, daß der Spalt an seinem zentralen Ende in seiner Ebene gedreht sein und so die Schale schräg durchsetzen kann (Fig. 144, Pfeil). Im ganzen kann dieses Raphensystem mit dem kleiner Eunotien verglichen werden. Am terminalen Rand der Schalenpole findet man zuweilen dicht vor der Umbiegestelle der Valva einen Gallertporus, der länglich-schlitzförmig und trichterartig eingesenkt ist, was sich im elektronenmikroskopischen Bild als dunkler Hof um den Porus äußert (Fig. 145).

Der Valvenrand trägt im allgemeinen dornenartige, kleine Fortsätze, die besonders kräftig an den Rändern der Schalenpole ausgebildet sind (Fig. 143; 145).

Gürtelbandansicht:

Die Transapikalporenreihen der Valva setzen sich auf einem schmalen, an den Zellenden etwas verbreiterten Valvenmantel fort und enden an einem ca. 200 nm breiten, strukturlosen und an der Kante verdünnten Rand. An die Innenseite dieses Randes legt sich das Gürtelband der Theca an (Abb. 146). Die Pleuren sind meist um 500 nm breit, an den Zellpolen stark verbreitert und tragen eine Längsreihe von Poren, die an den breiten Stellen auf zwei oder mehr Reihen vermehrt sind. Verschiedene Beobachtungen deuten an, daß die Gürtelbänder an einem Zellende spangenartig offen sind; jedoch konnte ich darüber keine Klarheit erzielen (sie würden darin dem Bau der Pleuren vieler anderer *Pennales* folgen). Die Pleuren der beiden Theken überdecken sich an den Rändern (Abb. 146).

Die Kanten der Polerweiterungen sind leicht abgerundet und tragen kräftige Dörnchen, wie auch die gesamte Randpartie der Valven.

Neuumschreibung der Art

Einige Merkmale, welche die Art von *Asterionella*-Arten unterscheiden, sind bereits früher bemerkt worden: So erwähnt Lundh-Almestrand (1954) die Krümmung der Apikalachse und Gerloff (1959) beschreibt nach elektronenmikroskopischen Aufnahmen die asymmetrisch-fächrigen Porenreihen auf den Schalenpolen, die seitlich verlagerte Pseudoraphe, den am terminalen Valvenrand gelegenen Gallertporus (der nach meinen Beobachtungen jedoch nicht seitlich verschoben und nicht immer auf beiden Valvenpolen ausgebildet ist) sowie das Fehlen eines Polporenfeldes (dort "Endorgan" genannt); der letztere Autor spricht daraufhin die Vermutung aus, daß die Art den Gattungen *Desmogonium* oder *Actinella* nahestehen könnte*. Diesen Merkmalen gibt die Tatsache des Vorkommens kurzer Raphenäste und - wenigstens angedeuteter - Endknoten am ventralen Rand der Schalenpole, wie von mir gefunden wurde, neues Gewicht: Sie rücken die Art aus dem Verwandtschaftsbereich der araphiden *Asterionella* heraus und zwingen zu einer Überführung in die Gruppe der raphidioiden *Eunotiaceen.*

Die meisten Merkmale offenbaren sich als Charakteristika der Gattung *Eunotia* selbst; andere, wie z. B. die sehr schwache Ausbildung der Terminalnodi, die beinahe symmetrisch-dreieckigen Schalenpole, die in Gürtelbandansicht verbreiterten Zellenden und besonders der unregelmäßig sternzickzackförmige Kolonieverband sind für *Eunotia* zumindest ungewöhnlich. Da aber bereits ähnlich abweichende Sippen in die Gattung einbezogen worden sind (z. B. *Eunotia asterionelloides* Hustedt, 1952), die Gattung also bereits um ähnliche Merkmale emendiert ist und andererseits die *Eunotia*-Arten bekanntermaßen stark variabel sind, ist die Umkombination der Art zu *Eunotia zasuminensis* (C.) vertretbar. Es muß einer gründlichen Revision der Genera *Eunotia, Desmogonium* und *Actinella* überlassen bleiben, die zweifelsfreie Einordnung der Art zu finden.

Eunotia zasuminensis (Cabejszekowna) comb. nov.

Typus:

Der Aufbewahrungsort des Typusmaterials ist mir nicht bekannt. Als Grundlage für die Beurteilung der Art diente Material, das im See Lillsjön in Schweden von A. Lundh-Almestrand gesammelt und als *Asterionella zasuminensis* (Cab.) L.-Alm. identifiziert worden war. Es wird im Botanischen Museum Berlin aufbewahrt (Präp. Nr. 25638).

* Sein Vergleich der Kolonieform der Art mit der von *Actinella punctata* ist jedoch nicht ganz zutreffend: *Actinella punctata* bildet nur sternförmige Kolonien, in denen die Zellen mit den schmalen Polen aneinandergeheftet sind.

Synonyme:

Fragilaria zasuminensis Cabejszekowna (1937), Archiwum Hydrobiol. Rybactwa, *10* (4): p. 424

Asterionella gracillima var. *ralfsii* Cleve-Euler (1953), Kungl. Svenska Vet.-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): p. 77 (pro parte; excl. syn.)

Asterionella zasuminensis (Cab.) Lundh-Almestrand (1954), Bot. Notiser, *1954* (2): p. 180

Asterionella africana Cholnoky (1958), Portugaliae Acta Biol., Ser. B, *6* (2): p. 103

Beschreibung:

Valvaransicht im Umriß schmal knochenförmig, Apikalachse isopol und schwach gebogen; Schalenmitte mit parallelen Rändern oder häufiger leicht aufgetrieben (dorsal etwas stärker); Pole dreieckig erweitert mit gerader oder schwach konkaver Apikalbegrenzung. An den ventralen Rändern der Schalenpole sehr schwach ausgebildete Endknoten mit kurzen Raphenästen im Valvenrand (lichtmikroskopisch nur unter besonderen Umständen sichtbar). Vor dem ventralen Valvenrand eine (nur elektronenmikroskopisch zu erkennende)schmale Pseudoraphe. Transapikalstreifen (im Elektronenbild: Porenreihen) deutlich, auf den Polerweiterungen radial um den Endknoten angeordnet. Ein Pol (selten beide Pole) mit einem Gallertporus nahe am terminalen Valvenrand. Umbiegestelle der Valva mit kleinen Randdörnchen, besonders kräftige an den Schalenpolen.

Gürtelbandansicht schmal mit konkaven Rändern oder gerade, mit aufgetriebenen Zellenden und zuweilen schwach erweiterter Mitte; Stirnflächen gerade oder leicht nach außen gewölbt. Valvenmantel mit deutlichen, kurzen Streifen; Ansatzstellen der Gürtelbänder im Lichtmikroskop als Linien erkennbar. Ränder mit kleinen Dörnchen. Zellen mit den Valvenkanten der Polerweiterungen zu unregelmäßigen, gemischt stern- und zickzackförmigen Kolonien verbunden.

Zellmaße:

Schalenlänge: 20 - 45 µm

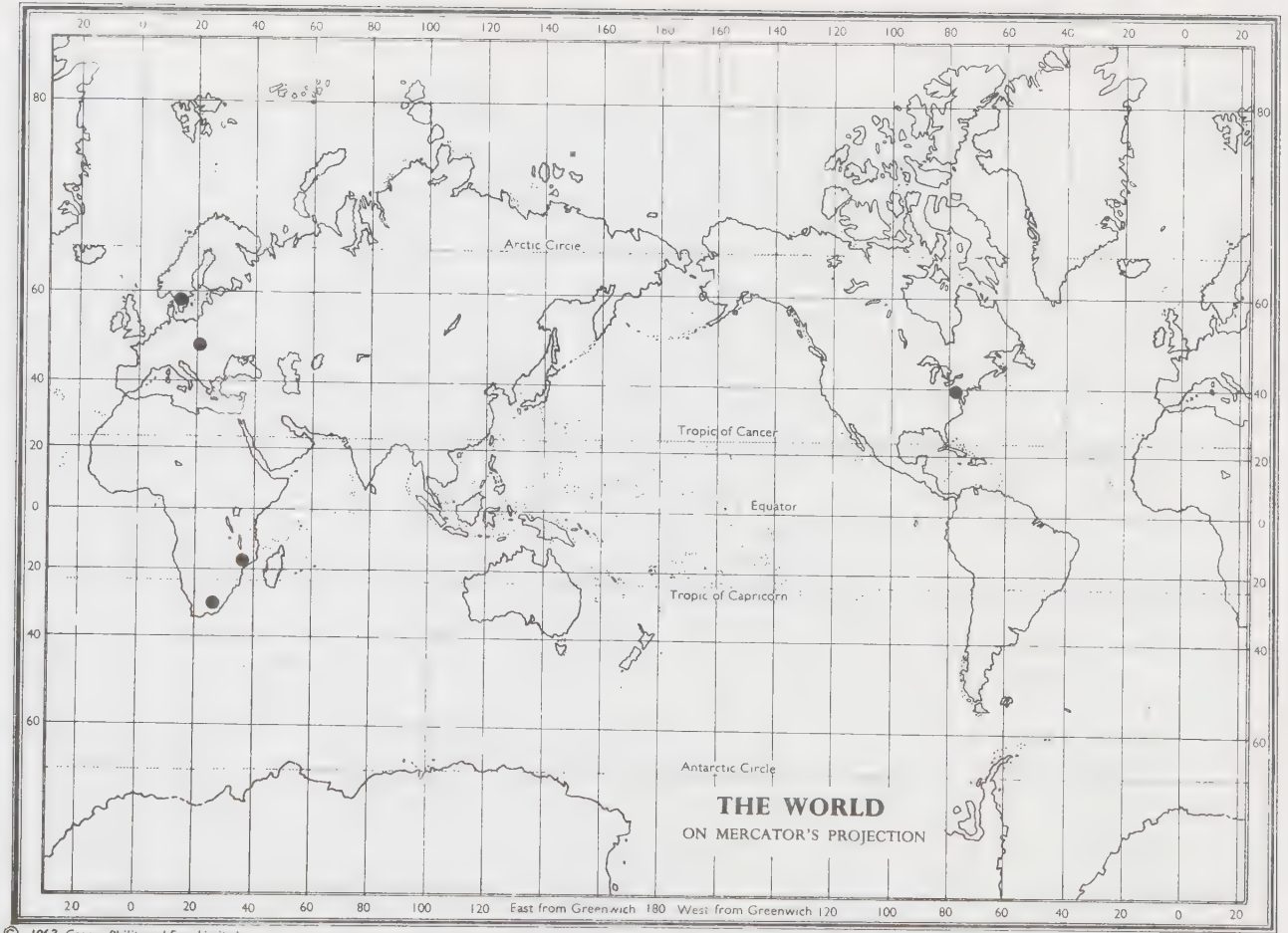
Poldurchmesser (transapikal): 2,5 - 3,5 µm

Schalenmitte (transapikal): 1,5 - 2 µm

Pervalvare Zellhöhe: Variabel, oft um 2 µm in der Mitte, etwa 3 - 4 µm an den Enden

Transapikalstreifenfrequenz:

18 - 20 in 10 µm lichtmikroskopisch; 20 - 27 (meist 26) in 10 µm elektronenmikroskopisch gemessen



© 1963, George Philip and Son, Limited.

PRINTED IN GREAT BRITAIN BY GEORGE PHILIP AND SON, LIMITED, LONDON

The London Geographical Institute.

KFC

Verbreitung von Eunotia zasuminensis (CAB.) nov.comb.

Länge der Raphenäste: ca. 1 - 1,5 µm

Verbreitung:

Bisher in Nordeuropa, Nordamerika und Südafrika gefunden; im Plankton stehender und fließender Gewässer dystrophen Charakters (pH<7); meist selten.

Beschreibungen:

HUBER–PESTALOZZI, G. (1942) - Phytoplankton des Süßwassers, 2. Teil, 2. Hälfte (Stuttgart): p. 444 als *Fragilaria zasuminensis*

LUNDH–ALMESTRAND, A. (1954) - Bot. Notiser, *1954* (2): p. 179-182 als *Asterionella zasuminensis*

CHOLNOKY, B. J. (1958) - Portugaliae Acta Biol., Ser. B, *6* (2): p. 103 als *Asterionella africana*

GERLOFF, J. (1959) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *72* (2): p. 78-79 als *Asterionella zasuminensis*

SIEMINSKA, J. (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii (Warszawa): p. 178-179 als *Asterionella zasuminensis*

Abbildungen:

HUBER–PESTALOZZI, G. (1942) - Phytoplankton des Süßwassers, 2. Teil, 2. Hälfte (Stuttgart): tb. 132, fig. 530 A als *Fragilaria zasuminensis*

LUNDH–ALMESTRAND, A. 1954 - (2): p. 179-181, fig. 1-3 als *A. zasuminensis*

CHOLNOKY, B. J. (1958) - Portugaliae Acta Biol., Ser. B, *6* (2): tb. 1, fig. 2-5 als *A. africana*

GERLOFF, J. (1959) - Ber. Deutsch. Bot. Ges., *72* (2): tb. 6, fig. 4-5 als *A. zasuminensis*

SIEMINSKA, J. (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii (Warszawa): p. 181, fig. 232 als *A. zasuminensis*

Asterionella frauenfeldii Grunow

Die Art wurde ursprünglich von Grunow (1863) als *Asterionella frauenfeldii* beschrieben. Grunow erkannte selbst die Fehleinordnung der Art und überführte sie (in Cleve & Grunow, 1880) in die Gattung *Thalassiothrix*. Die von Greville (1865) veröffentlichte *Asterionella synedraeformis* ist identisch mit dieser Art; Grunow (in Cleve & Grunow, 1880) synonymisierte sie mit *Th. frauenfeldii*. (Nach Hustedt, 1932, soll sie aber eher der *Th. frauenfeldii* var. *javanica* entsprechen).

Thalassiothrix frauenfeldii (Grunow) Grunow in Cleve & Grunow (1880), Kongl. Svenska Vet.-Akad. Handl., *17* (2): p. 109

Synonyme:

Asterionella(?) frauenfeldii Grunow (1863), Verh. K. K. Zool.-Bot. Ges. Wien, *13*: p. 140
Asterionella synedraeformis Greville (1865), Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 3, *16*: p. 4, fig. 5

Asterionella mediterranea (Pav.) Margalef

Taxonomische Geschichte der Art

Die Art wurde als *Thalassiothrix mediterranea* erstmals von Pavillard (1916) beschrieben. Die Veröffentlichung ist als gültig zu betrachten; der Autor gab eine kurze, lateinische Beschreibung und eine gute Abbildung, nach der die Art eindeutig zu identifizieren ist. Die Zahl der Transapikalstreifen liegt bei ihm (wie auch in der Beschreibung der Art bei Hustedt, 1932) mit 21 in 10 µm etwas höher als in meinen eigenen Beobachtungen (licht- wie elektronenmikroskopisch) an Material von der spanischen Mittelmeerküste (gesammelt von Margalef).

Cupp (1943) veröffentlichte eine var. *pacifica*, die so wenig von der Typusvarietät abweicht, daß sie nach meiner Ansicht keine Berechtigung als gesonderte Sippe hat.

Margalef (1945) überführte *T. mediterranea* Pav. in die Gattung *Asterionella* auf Grund der starken Heteropolarität der Apikalachse, der Abwesenheit von Randdörnchen, der weit zur Mitte reichenden Transapikalstreifen und einer entsprechend engen Pseudoraphe und der ausschließlich sternförmigen Kolonieverbände (ohne Gallertinterkalaren). Diese Umkombination muß nach den nachfolgend beschriebenen Ergebnissen meiner Untersuchungen an der Art revidiert werden.

Lichtmikroskopische Merkmale

(dazu Fig. 69 - 73)

Valvaransicht:

Die Schale hat eine extrem lange und schmale Umrißgestalt. Etwas unterhalb der Zellmitte ist die Valva minimal aufgebaucht; ebenso ist das Fußende allmählich etwas verbreitert und zum Apex hin wieder keilförmig verschmälert; die Basis selbst ist spitz gerundet und überaus zart verkieselt und

weist einige zerstreut stehende Poren auf, von denen einer deutlicher konturiert ist (Gallertporus). Zum Kopfende hin verbreitert sich die Schale sehr allmählich, um im letzten Stück von gleicher Breite zu bleiben; das apikale Schalenende ist breit gerundet und trägt an den Seiten zwei kräftige Hörnchen, die parallel zur Schalenlängsachse stehen. Dicht vor dem Apex ist ein deutlicher Gallertporus zu erkennen.

Die Valva ist mit gut sichtbaren Transapikalstreifen skulpturiert, die in der Valvenachse eine relativ schmale, aber sehr deutliche Pseudoraphe mit einer Breite von etwa halbem Streifenabstand freilassen (Fig. 70-71).

Gürtelbandansicht:

Sie ist der Valvaransicht im Umriß sehr ähnlich: Das Fußende ist ein wenig erweitert, verschmälert sich aber wieder keilförmig zum basalen Apex, der jedoch in dieser Ansicht abgestutzt erscheint. Die Zellhöhe bleibt über der Fußpolerweiterung gleich bis zum Kopfpol, der gerade bis etwas bogig abgeschnitten ist. Die Kopfpolhörnchen sind deutlich erkennbar. Der Valvenmantel zeigt kurze Streifen (Fig. 72-73).

Die Zellen sind mit den Fußenden zu sternförmigen Kolonien verbunden; dabei berühren sich die Valven der Nachbarzellen in einer Fläche, die sich vom basalen Apex bis zur breitesten Stelle des Fußpols erstreckt. Die Individuenzahl in der Kolonie ist sehr variabel, im allgemeinen sind aber hohe Zahlen seltener (Fig. 69).

Zellmaße:

Schalenlänge: Sehr variabel, ca. 400 - 600 µm (bis 900 µm bei anderen Autoren)

Transapikale Schalenbreite:

Breiteste Stelle des Fußendes: 2,6 - 3,2 µm
Schmalste Schalenbreite (über der Fußverbreiterung): ca. 1,6 µm

Länge des erweiterten Teils am Fußende: 30 - 40 µm

Breite in der Schalenmitte: 2,0 - 2,4 µm
Breite des Kopfpols: 2,4 - 2,8 µm

Pervalvare Zellmaße: Variabel und abhängig vom Teilungszustand der Zelle; oft 4 - 6 µm in der Mitte, 5 - 7 µm an der Fußpolverbreiterung

Transapikalstreifung: 14 - 16 in 10 µm

Schalenfeinstrukturen

Die Valven zeigen große, rundliche Durchbrüche von 500 - 600 nm Durchmesser, die durch 170 - 200 nm breite Transapikalstege getrennt sind (Fig. 147-148)*. Sie lassen in der Valvenachse eine 500 - 600 nm breite Pseudoraphe frei, die auf dem verbreiterten Fußende bis auf 100 nm verschmälert ist (Fig. 147); hier besitzen die Poren auch eine entsprechend größere transapikale (jedoch auch etwas größere apikale) Ausdehnung. In den seitlichen Umbiegekanten der Valva verläuft ein 250 - 300 nm breiter Kieselsteg; der Valvenmantel trägt mit den Poren der Valvenfläche korrespondierende Durchbrüche gleicher Größe, die am Beginn der Fußpolerweiterung enden und einem stärker verkieselten, strukturlosen Valvenmantel Platz machen (Fig. 147). Kurz vor beiden Zellapices verkleinern sich die Wanddurchbrüche und stehen zerstreut (Fig. 147 und Fig. 148). Zentral steht jeweils ein im Elektronenmikroskop von einem dunklen Hof umgebener, etwas länglicher und meist gekrümmter Gallertporus.

In der Porenöffnung spannt sich ein lockeres Netz aus Kieselstegen mit mehr oder weniger runden, weiten Maschen (Fig. 149). Einzelne der Schalendurchbrüche im schmaleren Zellteil sind zu Areolen umgestaltet (Fig. 149, Pfeil): Die Kieselwand scheint hier blasig aufgetrieben zu sein, was sich in einem dunklen Hof um die Kammer äußert; gleichzeitig erhält diese dadurch eine größere Tiefe. Stereoaufnahmen zeigen, daß die beiden Kammeröffnungen durch Membranen verschlossen sind, von denen die eine einen zentralen, kreisförmigen Porus, die andere einen ringförmigen, durch Stege in zwei Halbringe geteilten Durchbruch besitzt.

Der basale Zellapex (Fig. 150) ist sehr schwach verkieselt; dagegen besitzt das Kopfende eine sehr viel kräftigere Kieselwand und ist seitlich zu zwei spitzen, kurzen Hörnchen verlängert (Abb. 148). Die terminale Biegung am oberen Apex weist einige Porenreihen mit kleinen Durchbrüchen auf, die an das Polporenfeld anderer araphider Diatomeen erinnern.

Neuumschreibung der Art

Wie die elektronenmikroskopischen Aufnahmen zeigten, weicht die Art durch den Bau der Schalendurchbrüche so grundlegend von *Asterionella*-Arten ab, daß ein Verbleib in der Gattung *Asterionella* nicht gerechtfertigt ist. Zudem weisen auch die lichtmikroskopischen Merkmale der Kopfpolhörnchen, der geringen Streifenfrequenz und nicht zuletzt der Umrißgestalt der Valva auf eine näherer Verwandschaft der Art mit *Thalassiothrix*-Arten

* Gemäß der auf Seite 590 gegebenen Definition sind die Durchbrüche dieser Art als Poren zu bezeichnen.

hin. Wie ein Vergleich von elektronenmikroskopischen Aufnahmen einiger *Thalassiothrix*-(bzw. von davon kaum zu trennenden *Thalassionema*-)-Arten etwa bei Hasle (1967) mit meinen Bildern aufzeigt, gibt es durchaus Ähnlichkeiten zwischen ihnen; besonders zu *Th. longissima*, die übrigens nicht immer Randdornen ausbildet, also auch in diesem Merkmal der Art nahekommt. Obwohl die Gattungen *Thalassionema* und *Thalassiothrix* in ihren gegenwärtigen Umgrenzungen nicht ganz klar sind (vgl. Hasle, 1967), halte ich die Rückführung der Art in *Thalassiothrix* für die taxonomisch beste Lösung.

Thalassiothrix mediterranea Pavillard (1916), Rech. Diat. Pelag. Golfe du Lion (Cette): p. 39

Synonyme:

Thalassiothrix mediterranea var. *pacifica* Cupp (1943), Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): p. 185

Asterionella mediterranea (Pav.) Margalef (1945), Inst. Espan. Est. Medit., Publ. Biol. Medit., *1*: p. 44-45

Asterionella mediterranea var. *pacifica* (Cupp) Margalef (1951), Publ. Inst. Biol. Aplicada, *9*: p. 51

Beschreibung:

Valvaransicht sehr lang und schmal; am Fußende keilförmig zugespitzt, darüber deutlich erweitert; in der Mitte leicht bauchig verbreitert; Kopfpol wenig verbreitert und am Ende gerundet, mit zwei seitlichen Hörnchen. Transapikalstreifen deutlich und eine relativ schmale Pseudoraphe freilassend; Streifen aus einzelnen, weiten Poren mit einem Gitter aus Kieselstegen bestehend, einige Poren im schmalen Zellteil zu Kammern mit besonderen Abschlußmembranen umgestaltet (Elektronenmikroskop!). Fuß- und Kopfpol mit einem Gallertporus.

Gürtelbandansicht sehr lang und schmal, der Valvaransicht sehr ähnlich; jedoch Kopfpol gerade abgestutzt und mit deutlichen, seitlichen Hörnchen. Valvenmantel mit gut sichtbaren Streifen. Zellen mit den unteren Valvenflächen zu sternförmigen Kolonien vereinigt.

Zellänge: Sehr variabel, 400-600 (-900) µm

Transapikale Schalenbreiten:

Fußpolerweiterung: um 3 µm
Schalenmitte: 2,0-2,4 µm
Kopfpol: 2,4-2,8 µm

Pervalvare Zellhöhe: Variabel, oft um 4-6 µm in der Mitte

Transapikalstreifung: 14-16 in 10 μm

Verbreitung: Marin; spanische und französische Mittelmeerküste; spanische Atlantikküste; kalifornische Pazifikküste; meist nicht häufig.

Beschreibungen:

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 248

CUPP, E. E. (1943) - Bull. Inst. Scripps Oceanogr., *5* (1): p. 185 als *T. mediterranea* var. *pacifica*

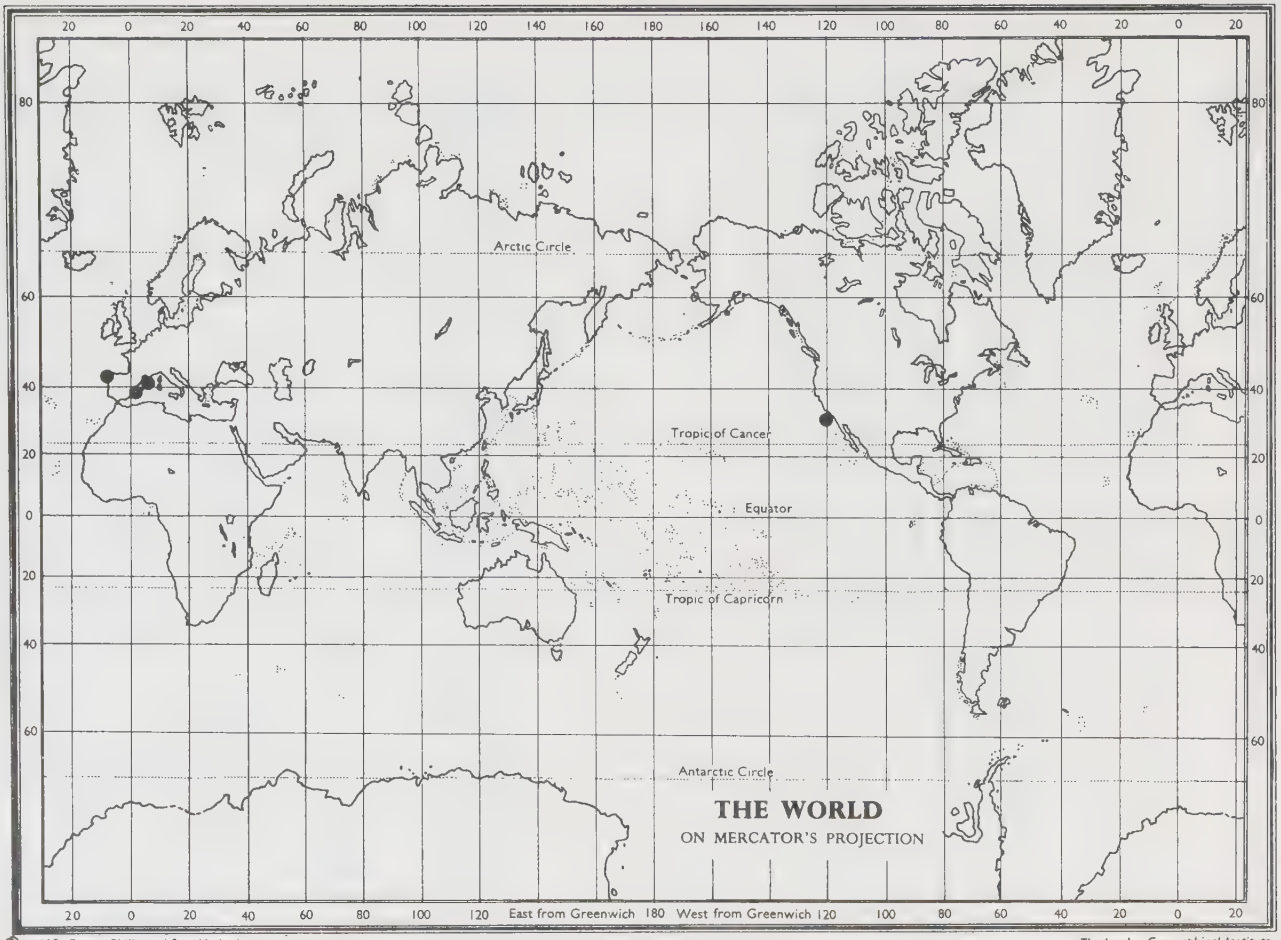
MARGALEF, R. (1945) - Inst. Españ. Est. Medit., Publ. Biol. Medit., *1*: p. 44-45 als *Asterionella mediterranea*

Abbildungen:

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen, Teil 2, Lief. 2 (Leipzig): p. 251, fig. 728 a-b

CUPP, E. E. (1943) - Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): p. 186, fig. 136 als *T. mediterranea* var. *pacifica*

MARGALEF, R. (1945) - Inst. Españ. Est. Medit., Publ. Biol. Medit., *1*: tb. 10, fig. 6 a-c als *Asterionella mediterranea*



© 1963. George Philip and Son, Limited.

PRINTED IN GREAT BRITAIN BY GEORGE PHILIP AND SON, LIMITED, LONDON

The London Geographical Institute.
KFC.

Verbreitung von Thalassiothrix mediterranea PAVILLARD

V. NOMINA NUDA

Asterionella roperii W. Smith nomen nudum

Die Art wurde von De Toni (1892) erwähnt, dem sie aus der Collectio photogrammica Debyana (unveröffentlicht) bekannt geworden war.

Sonst erscheint der Name *Asterionella roperii* nur noch auf Präparaten der W. Smith-Collection (British Museum of Natural History London, Präp. Nr. B.M. 373) sowie auf mehreren Präparaten, die von W. Smith hergestellt worden sind und durch Tausch in andere Sammlungen gelangten (z. B. Febiger-Collection, Nr. 2492; Academy of Natural Sciences of Philadelphia). Die Präparate enthalten neben *Asterionella formosa* Hass. Schalen einer zarten *Diatoma elongatum* in Sternkolonien, die vielleicht als eine *Asterionella* angesehen wurden.

Da die Art nie eine gültige Publikation erfahren hat, ist sie als nomen nudum aus der Gattung zu streichen.

Asterionella costata Cleve (?)

Dieser Name ist nach Fukushima (1958) zitiert, der ihn in einer Artenliste japanischer Diatomeen ohne weitere Bemerkung nach Takayashu & Chikafuji (1934) anführt. Es gelang mir bisher nicht, nähere Angaben zu erhalten. Ein Irrtum von Fukushima (1958) scheint nicht ausgeschlossen.

Diskussion der Gattung und ihrer Stellung innerhalb der Familie der Fragilariaceen

Nach dem heute allgemein anerkannten System Hustedts (1930), das auf Schütt (1896) zurückgeht, zählt die Gattung *Asterionella* zur Familie der *Fragilariaceae*. Diese Familie vereinigt alle araphiden Diatomeen der Ordnung *Pennales* und umfaßt eine Anzahl Gattungen, deren Verwandtschaftsverhältnisse zueinander bisher unklar geblieben sind. Die wichtigeren Genera *Fragilaria, Synedra, Tabellaria, Licmophora, Diatoma, Meridion* und *Asterionella* beschreiben im wesentlichen alle Gestaltsformen, die in der Familie eine Rolle spielen. Diese diagnostischen Merkmale sind: Das Vorhandensein oder Fehlen von Septen und Transapikalrippen, die Polarität der Apikalachse, die Art des Kolonieverbandes, die Verbreitung im Meer oder Süßwasser und schließlich - als Feinstrukturmerkmal - die Gestalt der Wanddurchbrüche, die klein und rundlich wie bei *Diatoma*, schmal und schlitzförmig wie bei *Fragilaria* oder größer und eckig-rundlich wie bei *Licmophora* sein kann.

Die Beurteilung der Feinstrukturen der genannten Gattungen stützt sich teilweise auf eigene Beobachtungen (*Fragilaria crotonensis, F. construens; Synedra ulna; Tabellaria fenestrata; Licmophora spp.; Diatoma elongatum*), im wesentlichen aber auf elektronenmikroskopische Aufnahmen, die in den Bänden 1 - 5 des Tafelwerkes von Helmcke & Krieger (1957-1964) veröffentlicht wurden: *Fragilaria brevistriata, F. construens* var. *venter, F. intermedia, F. leptostauron* f. *minuta, F. pinnata* (?), *F. virescens; Synedra acus, S. capitata, S. crystallina, S. gaillonii, S. pulchella, S. rumpens* var. *familiaris, S. tabulata, S. vaucheriae; Tabellaria flocculosa; Licmophora ehrenbergii, L. gracilis, L. nubecula; Diatoma hiemale; Meridion circulare.*

Von den aufgeführten Arten fallen die marinen (oder Brackwasser-) Arten von *Synedra (S. tabulata, S. gaillonii, S. pulchella)* etwas aus dem Rahmen: Sie besitzen nicht wie andere *Synedra*- oder auch *Fragilaria*-Arten längliche Poren (die zu transapikalen Systemen vereinigt sind, in denen die Schale eingesenkt und verdünnt erscheint), sondern weiterlumige Durchbrüche mit einem grobmaschigen Netz von Kieselstegen in deren Öffnung, etwa von der Art der *Thalassiothrix mediterranea*-Schalendurchbrüche (vgl. p. 670). Bei der sonstigen großen Ähnlichkeit von *Synedra* und *Thalassiothrix* (und *Thalassionema*) wäre eine kritische Betrachtung der marinen *Synedra*-Arten notwendig, was mir aber im Rahmen dieser Untersuchung nicht möglich ist. Für die Frage eines Vergleichs der Porenstrukturen von *Asterionella* mit denen der Nachbargattungen müssen deshalb die drei genannten Arten (vielleicht alle marinen *Synedra*-Arten) außer Betracht bleiben. Überhaupt soll die Einbeziehung von Feinstrukturmerkmalen in diesen

Gattungsvergleich - angesichts der sehr geringen Anzahl untersuchter Arten - nur ein Versuch sein, neue Hinweise für die bislang sehr unsichere Taxonomie der *Fragilariaceen* zu erhalten.

			Apikalachse		Kolonien			Verbreitung		Porengestalt		
	Septen	Querrippen	isopol	heteropol	stern- bzw. zickzack-förmig	bandförmig	mit Gallertbasalen	im Süßwasser	marin	*Diatoma*-Typ	*Fragilaria*-Typ	*Licmophora*-Typ
Fragilaria			X			X		X	X		X	
Synedra			X		(x)			X	X		X	
Tabellaria	X		X		X	X		X		X		
Licmophora	X			X			X		X			X
Diatoma		X	X		X	X		X		X		
Meridion		X		X		X		X		X		
Asterionella				X	X			X	X	X		X

Tabelle 8: Vergleich der Merkmale einiger Gattungen der Fragilariaceen

Wie die Tabelle 8 zeigt, lassen sich die aufgeführten Mitglieder der *Fragilariaceen* kaum sinnvoll in Verwandtschaftsgruppen unter der Familie gliedern, da die Merkmale in den Gattungen in fast jeder denkbaren Weise kombiniert sind. Entsprechend ist über die Verwandtschaft von *Asterionella* mit anderen Gattungen keine Klarheit zu gewinnen. Nur wenn man sich entschließt, den Merkmalen einer heteropolen Apikalachse und dem des Porentyps besondere Bedeutung zuzusprechen (vor allem das letztere Merkmal bestimmt entscheidend den morphologischen Charakter der Schale und ist offensichtlich auch nur wenig variabel), findet man für *Asterionella* einen Anschluß an die Genera *Meridion* und *Licmophora*. Hierbei bildet *Asterionella* durch die Tatsache, daß sie marin und im Süßwasser verbreitet ist, daß sie sowohl dem Porentyp von *Meridion* als auch dem von *Licmophora* nahekommt und daß ihr Kolonieverband Sternform besitzt, eine Brücke zwischen der bänderbildenden Süßwassergattung *Meridion* und der marinen, auf Gallertstielen sitzenden *Licmophora*. Als zur weiteren Verwandtschaft dieser drei Gattungen gehörend könnte man sich *Diatoma* und *Tabellaria* denken, während wohl *Synedra* und *Fragilaria* auf Grund ihrer abweichenden Porengestalt den Kern eines zweiten, entfernteren Formen-

komplexes der Familie darstellen. Eine solche Gruppierung ist aber rein spekulativ; allgemein ist zu sagen, daß die Gattungen weitgehend gleichberechtigt nebeneinander stehen.

Insbesondere bei *Asterionella* treten als Grenzausbildungen eines weiten Variationsbereiches Formen auf, die in einzelnen ihrer Merkmale (wie z.B. einer isopolen Apikalachse, einer Zickzackkolonie oder auch im etwas abweichenden Porentyp mariner Sippen) deutlich in andere Gattungen der *Fragilariaceen* hinüberspielen. Damit stellt sich nun die Frage nach der Existenzberechtigung einer Gattung *Asterionella* bzw. nach ihrer Umgrenzung.

Obwohl, wie aus der obigen Zusammenstellung ersichtlich wird, kein Merkmal von *Asterionella* auf diese Gattung beschränkt ist, findet sich in der Familie dennoch kein anderes Taxon, in dem die Merkmale wiederum in der Weise wie bei *Asterionella* kombiniert sind. Auch gelegentlich beobachtete *Asterionella*-Formen mit isopoler Apikalachse und Zickzackkolonien oder marine Sippen mit weiten Poren sind nach ihrer Merkmalskombination immer noch weit eher mit *Asterionella* denn mit anderen Gattungen zu identifizieren, denen sie in einem Merkmal entsprechen. Innerhalb der schwierigen Familie der *Fragilariaceen* muß *Asterionella* dieselbe Berechtigung des Ranges eines Genus zugesprochen werden wie den anderen hier erwähnten Gattungen. Tatsächlich ist es in der Praxis auch nie schwer, eine gefundene *Asterionella* ihrer richtigen Gattung zuzuordnen.

Für die präzise Umschreibung einer Gattung *Asterionella* ergibt sich die Notwendigkeit, die auftretenden Merkmale auf ihre allgemeine Gültigkeit in der Gattung zu untersuchen und schließlich mindestens ein Charakteristikum zu finden, das für eine diagnostische Differenzierung gegenüber anderen Gattungen geeignet wäre.

Die Umrißgestalt der Zellen ist bei allen Formen im Grundsatz schmal langgestreckt mit kopfigen und ungleich erweiterten Enden; sie erfährt aber zu mannigfaltige Abwandlungen und hat zuviele Entsprechungen in anderen Gattungen, als daß sie für eine Charakterisierung der Gattung brauchbar wäre. Das Porenmuster der Valven ist bei den meisten *Fragilariaceen* sehr gleichartig; eine Besonderheit der Gattung *Asterionella* ist das basale Polporenfeld, vor allem in seiner differenzierten Form bei den stark heteropolen Arten. Allerdings finden sich für das einfachere Polporenfeld der *A. formosa* vergleichbare Strukturen bei *Meridion* und *Diatoma*.

Im Porentyp ist die Gattung nicht homogen. Die Süßwasserarten besitzen sehr englumige und rundliche Wanddurchbrüche, in marinen Sippen findet man größere, etwas eckige Poren vom *Licmophora*-Typ. Besonders dies ließ anfangs Zweifel an der Zugehörigkeit der marinen *A. glacialis* zur Gattung

Asterionella aufkommen. In der Art *A. notata* fand sich aber ein Übergang zwischen den beiden Porenformen, so daß die Einheit der Gattung keine Frage ist. Für eine eindeutige Kennzeichnung der gesamten Gattung ist der Porentyp jedoch ungeeignet.

Typisch für alle *Asterionella*-Arten ist die Heteropolarität der Apikalachse, die sich hauptsächlich in der Gestalt der Valvarseite, aber auch im Porenmuster der Schale ausdrückt. Die Asymmetrie zur Transapikalebene nimmt von *A. formosa* über *A. ralfsii, A. notata* und *A. kariana* zu; *A. glacialis* schließlich besteht aus einem großen, angeschwollenen Fußpol, der auch die Chromatophoren und den Zellkern enthält, und einem sehr schmalen, fadenförmigen Schalenoberteil. Die Neigung der *A. glacialis*, in Kultur auch dieses schmale Zellteil noch zu reduzieren, könnte als weitere extreme Polarisierung gedeutet werden, wobei paradoxerweise als Endprodukt einer solchen Entwicklung ein symmetrisch-rundes Gebilde resultiert. Vereinzelt auftretende Individuen von *A. formosa*, die im Schalenumriß als isopol zu bezeichnen wären, widersprechen nicht der Allgemeingültigkeit des Merkmals "heteropole Apikalachse" für die Gattung: Die Zelle bleibt polarisiert, indem die Gürtelbänder immer am Fußpol geschlossen, am Kopfpol spangenartig offen sind; zudem trägt der Fußpol stets ein größerflächiges Porenfeld und auch bei solchen Gestaltstypen erfolgt die Verbindung zur Kolonie meistens, wenn auch nicht immer, an den basalen Enden.

Als sehr zweifelhaft erschien zu Beginn der Untersuchungen die konventionelle Gründung der Gattung auf das Merkmal der Sternkolonie, vor allem im Hinblick auf die gleichfalls sternförmigen Kolonien von *Diatoma*- oder *Tabellaria*-Formen und einer *Synedra*-Art oder in Anbetracht der unsicheren Abgrenzung der Genera *Synedra* und *Fragilaria* voneinander, welche in gleicher Weise auf der Koloniegestalt basiert. Die Feinstrukturuntersuchungen lieferten aber die Erkenntnis, daß gerade die Stern- oder Schraubenkolonie eng mit der für *Asterionella* charakteristischen Heteropolarität der Apikalachse zusammenhängt (womit ein Vergleich mit den Kolonieverbänden der isopolen Gattungen *Tabellaria, Diatoma, Synedra* und *Fragilaria*, wie er oben ausgesprochen wurde, hinfällig ist) und bei den stärker differenzierten Formen durch die Entwicklung spezieller Schalenorganelle noch gefestigt wird:

Die in ihrem morphologischen Bau einfachste Art, *A. formosa*, besitzt an den Verbindungsstellen der Zellen ein Polporenfeld und kleine Dörnchen; bei der stärker heteropolen *A. ralfsii* ist das basale Polporenfeld vergrößert und entsprechend treten die bei *A. formosa* vereinzelt angetroffenen Zickzackkolonien auch nicht mehr auf; bei *A. notata* ist das basale Polporenfeld weiter betont und zusätzlich von einer ringförmigen Rippe umgeben, die sich

besonders in ihrem oberen, transapikalen Teil aus der Valvenoberfläche hervorwölbt und so eine ausgesprochene Kontaktstelle zur Nachbarvalva formt; in der extrem heteropolen *A. glacialis* schließlich wurde diese Rippe zu einem kragenartigen Ringwulst, das Polporenfeld in dessen Innerem zu einem Schlitzporensystem. Auch in Verbindung mit den Zellumrissen dieser Art ist überhaupt keine andere Kolonieform mehr denkbar als die schraubenförmige.

Die Sternkolonie hat sich auch im Kulturversuch als sehr wenig veränderlich erwiesen: In mehrjährigen Kulturen blieb der Kolonieverband weitgehend stern- bzw. schraubenförmig, obwohl die Zellgestalt der *A. formosa* und auch der *A. glacialis* sich allmählich zu ovalen Gebilden verändert hatte. (Nur bei spontan auftretenden, zylindrischen Zwergformen der *A. formosa* fanden sich - entsprechend der isopolen Umrißgestalt der Zellen - auch Zickzackkolonien neben Sternverbänden.) Der Versuch, *A. formosa* gewaltsam von der Sternkolonie abzubringen, wobei die Art auf einer Agaroberfläche (Fig. 15) wuchs und meridionartige Bänder bildete, zeigte, daß die Bänder sogar gegen großen mechanischen Widerstand an einzelnen Stellen vom Kopfpol her keilig aufspringen können, also in Ansätzen die sternförmige Kolonie verwirklichen.

Daraus ergibt sich, daß die Gattung *Asterionella* durch die Heteropolarität der Apikalachse (Asymmetrie zur Transapikalebene) in Verbindung mit der Stern-(Schrauben-)form der Kolonie ausreichend umschrieben und von den Nachbargattungen unterschieden ist. Einzelne Formen der *A. formosa*, die eine anscheinend isopole Umrißgestalt und gelegentliche Zickzackkolonien aufweisen, sind mit ebenfalls Zickzackkolonien bildenden Formen der isopolen Gattungen *Tabellaria* und *Diatoma* nicht zu verwechseln, da ihnen die Septen bzw. Transapikalrippen dieser Gattungen fehlen.

Die Arten der Gattung: Nachdem die bisher zu *Asterionella* gestellten Arten *A. zasuminensis* (=*Eunotia zasuminensis*) und *A. mediterranea* (=*Thalassiothrix mediterranea*) aus der Gattung entfernt sowie zweifelhafte Arten wie *A. cleveana* und *A. canina* gestrichen sind, gewinnt das Genus *Asterionella* einen einheitlichen Charakter. Die verbliebenen Arten sind sehr klar gegeneinander abzugrenzen.

Die beiden Süßwasserarten *A. formosa* und *A. ralfsii* zeigen enge Verwandtschaft in einigen wichtigeren Schalenmerkmalen; diese sind die Porengestalt, Lage und Aussehen des Polporenfeldes und das grundsätzliche Erscheinungsbild der Valva. *A. ralfsii* unterscheidet sich von *A. formosa* jedoch deutlich durch die wesentlich stärker heteropole Ausbildung der Apikalachse und die meist bedeutendere Anschwellung der Schalenmitte in der Valvaransicht. Hinzu kommt der Unterschied im Biotop: *A. ralfsii* lebt ausschließlich in

Gewässern mit einem sauren pH-Wert. Mit den Flüssen kann *A. formosa* in Küstengebiete gelangen und sich anscheinend dort noch einige Zeit am Leben erhalten; sie dringt so in den Bereich der marinen *A. notata, A. kariana* und *A. glacialis* vor.

Die marinen Arten der Gattung sind alle stark asymmetrisch zur Transapikalebene und zeigen im Elektronenmikroskop etwas größere Poren als die Süßwasserformen; innerhalb der *A. notata* sind aber auch englumige Poren anzutreffen. *A. notata* unterscheidet sich durch die wesentlich stärkere Verkieselung von den beiden anderen Arten, sie kommt daher auch in diesem Merkmal den Süßwasserarten nahe. Außerdem erreicht auch das Polporenfeld des Fußendes noch nicht den Grad der Differenziertheit der beiden anderen marinen *Asterionellen*, obwohl es im Verhältnis zum Porenfeld der *A. ralfsii* weit stärker entwickelt ist und durch die sehr auffällige Kieselquerrippe nach oben begrenzt wird; diese stellt das charakteristische Merkmal der Art dar.

A. glacialis und *A. kariana* sind als nahe verwandt zu betrachten. Beiden ist der basale, kragenartige Ring mit dem Porenfeld gemeinsam. *A. glacialis* fehlt aber die Anschwellung im Mittelteil der Schale, die *A. kariana* noch mit anderen *Asterionella*-Arten verbindet, und ihr Fußpol ist verhältnismäßig noch stärker erweitert; *A. glacialis* ist die am extremsten heteropole Art der Gattung.

Die hier nicht erwähnten *Asterionella*-Arten Manguins sind mir nur aus Zeichnungen und Beschreibungen bekannt. Soweit sie nicht, wie z. B. Teile der *A. madagascariensis*, zu einer anderen Gattung (*Eunotia*) gehören, können sie zwanglos den Süßwasserarten *A. ralfsii* oder *A. formosa* beigeordnet werden, wenn sie nicht überhaupt in diese beiden Arten einzuschließen sind.

Schlüssel der Arten

1 Fußpol mit lichtmikroskopisch auffälligen Schalenstrukturen in Gestalt eines ovalen Kieselringes *oder* einer Kieseltransapikalrippe (Polporenfeldbegrenzung); Kopfpol in Valvaransicht nicht oder nur schwach - und dann allmählich - erweitert; marine Formen 5

1* Fußpol ohne auffällige Porenfeldbegrenzung; Kopfpol in Valvaransicht immer ± erweitert und im Umriß rundlich; Süßwasserformen 2

2 Schalenmittelteil in Valvaransicht nicht oder nur sehr schwach erweitert (wenn merklich bauchig, dann Durchmesser der beiden Schalenpole ähnlich groß); Gürtelbandansicht mit dreieckig verbreiterten Enden; Formen eutropher oder oligotropher Gewässer mit höherem (selten neutralem) pH-Wert ($pH > 7$) ..... *A. formosa*

2* Schalenmittelteil in Valvaransicht deutlich erweitert (wenn nur schwach erweitert, dann Durchmesser der beiden Schalenpole sehr verschieden); Gürtelbandansicht nur am Fußpol etwas erweitert, sonst rechteckig oder zum Kopfpol etwas keilförmig verschmälert; Formen dystropher (oder primär dystropher, durch Verschmutzung schwach eutrophierter) Gewässer mit niedrigem pH-Wert ($pH < 7$) 3

3 Transapikalstreifung im Lichtmikroskop gut zu erkennen, jedoch zart (20 - 24 in 10 µm); Kopfpol in Valvaransicht durch eine langgezogene Einschnürung abgesetzt; transapikaler Fußpoldurchmesser kaum größer als die Breite in der Schalenmitte; basales Polporenfeld etwas asymmetrisch gelegen (Elektronenmikroskop!) ..... *A. ralfsii* var. *hustedtiana*

3* Transapikalstreifung im Lichtmikroskop nur mühsam zu erkennen und sehr fein (um 30 in 10 µm); Kopfpol in Valvaransicht nicht durch eine langgezogene, aber plötzliche Einschnürung abgesetzt; basales Polporenfeld symmetrisch gelegen (Elektronenmikroskop!) 4

4 Pseudoraphe eng; Fußpol in Valvaransicht rundlich erweitert und von der deutlich bauchig erweiterten Schalenmitte abgeschnürt ..... *A. ralfsii* var. *ralfsii*

4* Pseudoraphe weit und unregelmäßig begrenzt; Fußpol in Valvaransicht stark erweitert und abgerundet dreieckig; Schalenmitte nur schwach bauchig verbreitert ..... *A. ralfsii* var. *americana*

5 (1) Fußpol in Valvaransicht abgerundet viereckig oder dreieckig erweitert, mit auffälliger Kieselquerrippe; Gürtelbandansicht keilförmig, zum Kopfpol hin verschmälert und gerade abgeschnitten 7

5* Fußpol in Valvaransicht immer rundlich oder oval erweitert, vor dem basalen Zellapex mit einem ringförmigen Kieselkragen; Gürtelbandansicht nicht keilförmig, sondern stellenweise erweitert 6

6 Schalenmittelteil in beiden Zellansichten sehr schmal stabförmig; Fußpol in Valvaransicht länglich-oval und stark verbreitert ..... *A. glacialis*

6* Schalenmittelteil in beiden Zellansichten bauchig erweitert; Fußpol in Valvaransicht rundlich bis quer-oval verbreitert und vom Schalenmittelstück abgeschnürt . *A. kariana*

7 (5) Fußpol abgerundet viereckig; Querrippe über dem basalen Porenfeld bogig geschwungen und meist zweiteilig asymmetrisch ..... *A. notata* var. *notata*

7* Fußpol abgerundet-dreieckig; Querrippe gerade, mit einer Verbreiterung in der Mitte ..... *A. notata* var. *recticostata*

Neuumschreibung der Gattung **Asterionella** Hassall

Typus generis: *Asterionella formosa* Hassall (1850), Microscopical Examination of Water (London): p. 10; tb. 2, fig. 5

Beschreibung:

Pennate, araphide Diatomeen mit schmal-linearer Valvaransicht mit ± stark erweitertem Fußende und zuweilen erweitertem, abgerundetem Kopfende. Transapikalstreifung engstehend und zart (elektronenmikroskopisch aus transapikalen Reihen rundlicher bis eckiger Poren bestehend); in der Parapikalachse der Valvenebene eine meist schmale Pseudoraphe. Fußpol mit einem oft stärker differenzierten Polporenfeld; Kopfpol häufig ebenfalls mit einem Porenfeld, das dann aber immer schwächer und einfacher ausgebildet ist als das des Fußpols. Beide Pole oft mit einem etwas länglichen Gallertporus.

Gürtelbandansicht schmal linear mit erweitertem Fußende und nicht, wenig oder (seltener) gleichstark erweitertem Kopfende. Jede Zelle mit 2 oder mehr Gürtelbändern, die am Fußpol geschlossen, am Kopfpol spangenförmig geöffnet sind und sich überlappen. Septen oder Transapikalrippen fehlen.

Zellen mit den Valvenseiten der Fußpole (mittels an diesen Stellen gelegener Spezialeinrichtungen der Schale) zu stern-schraubenförmigen Kolonien vereinigt. Mehrere Chromatophoren (meist 2 - 8) in jeder Zelle, als unregelmäßig geformte und kleine Lappen oder Körner der Wand (vorwiegend den Valven) anliegend.

Symmetrieverhältnisse: Apikalachse heteropol, Transapikalachse und Pervalvarachse isopol. Zellen in Valvaransicht asymmetrisch zur Transpikalebene, spiegelsymmetrisch zur Apikalebene (Ausnahme: Fußpolstrukturen der *A. ralfsii* var. *hustedtiana* und der *A. notata* var. *notata*); in Gürtelbandansicht asymmetrisch (seltener symmetrisch) zur Transapikalebene, ungefähr spiegelconsimil zur Valvarebene. Alle Zellachsen sind gerade; gelegentlich finden sich gekrümmte Formen als Abnormitäten.

Zelldimensionen: Schalenlänge: 20 - 150 µm (Zwergformen noch darunter); Transapikalausdehnung: 1 - 13 µm.

Verbreitung:

Kosmopolitisch; im Plankton des Süßwassers und der Meere.

Zusammenfassung

In einer taxonomischen Revision der Diatomeengattung *Asterionella* werden die Arten der Gattung lichtmikroskopisch, elektronenmikroskopisch und im Kulturexperiment untersucht. Die statistische Verwertung lichtmikroskopischer Merkmale auf Grund von Beobachtungen an Freilandpopulationen und Kulturmaterial erbrachte wertvolle Aufschlüsse über die Berechtigung subspezifischer Taxa. Besonders bei der weitverbreiteten und für limnologische Fragestellungen sehr wichtigen *A. formosa* Hass. und ebenso bei der meeresbiologisch bedeutsamen *A. glacialis* Castr. kann die vorliegende Arbeit aus dieser Methode neue und unproblematische Umschreibungen liefern.

Als sehr gut brauchbar für die infragenerische und infraspezifische Systematik haben sich die Feinstrukturmerkmale der Schale erwiesen. Eine Anzahl neuer Strukturen kann für manche Arten erstmals beschrieben werden.

Als Ergebnis der vorliegenden Untersuchungen verringerte sich die große Zahl bisher beschriebener Sippen der Gattung *Asterionella* (das sind 58) auf 2 Süßwasserarten (mit 2 Varietäten) und 3 marine Arten (mit 1 Varietät); 4 weitere, sehr unsichere Species müssen vorläufig beibehalten werden.

Die Art *A. formosa* Hass. muß auf Grund der großen Variabilität der Schalengestalt sehr weit gefaßt werden; sie umschließt die frühere *A. gracillima* bzw. die entsprechenden Taxa der *gracillima*-Gestaltsform, die marine *A. bleakeleyi* sowie alle Varietäten oder formae, die infolge einer Schalenkrümmung in der Vergangenheit abgetrennt worden sind (z. B. *acaroides*-Varietäten).

Die Art *A. ralfsii* W. SM. wird in der Umschreibung beibehalten, die sie von Ross (1956) erhalten hat; eine norddeutsche und eine nordamerikanische Gestaltsform, die bislang von der Typusvarietät nicht unterschieden worden sind, werden als var. *hustedtiana* nov. var. und als var. *americana* nov. var. neu beschrieben.

Die marine Art *A. glacialis* Castr. ist mit der älteren, jedoch nicht gültig publizierten *A. japonica* Cleve ex Gran zu identifizieren; *A. japonica* wird als Synonym eingezogen.

A. kariana Grunow und *A. notata* Grunow werden als gute Arten beibehalten; von der Letztgenannten wird eine *A. notata* var. *recticostata* nov. var. abgetrennt und neu beschrieben.

Die bisherigen Arten *A. antiqua* Héribaud, *A. canina* Zmeew und *A. cleveana* O'Meara gehören mit Sicherheit nicht in die Gattung *Asterionella*; sie sind in ihrer Umschreibung so zweifelhaft, daß ihre Streichung vorgeschlagen wird.

A. candelabrum Manguin, *A. madagascariensis* Manguin und *A. vinaninkarenae* Manguin müssen trotz ihrer unsicheren Umschreibung vorerst beibehalten werden, da ihr Typusmaterial oder andere Aufsammlungen nicht zu beschaffen waren; die ersten beiden Arten dürften aber *A. ralfsii* bzw. *Eunotia zasuminensis* anzuschließen sein. *A. vinaninkarenae* Manguin kann ebenso wie eine *A. spiralis* Castr. nicht beurteilt werden.

Die Feinstruktur der beiden Süßwasserarten und der marinen Arten werden beschrieben und diskutiert. Die Arten *A. formosa* und *A. ralfsii* entsprechen einander weitgehend im Bau ihrer Schalen, beide besitzen kleine, rundliche Poren und einfache Polporenfelder. Die marinen Arten *A. glacialis* und *A. kariana* stimmen ebenfalls im Porentyp, der etwas weit und eckig ist, sowie in der Differenzierung ihrer Polporenfelder überein; *A. notata* stellt eine Übergangsform zwischen den Süßwasserarten und der marinen Gruppe der Gattung dar.

"*Asterionella zasuminensis*" (Cab.) L.-Alm. stellte sich als raphidioide Diatomee heraus, eine Umkombination zu *Eunotia zasuminensis* nov. comb. wird vorgeschlagen. Die kurzen Raphenäste und Endknoten dieser Art werden in elektronenmikroskopischen Aufnahmen nachgewiesen.

Die Art *Thalassiothrix mediterranea* Pav., von Margalef (1945) zu *Asterionella mediterranea* umkombiniert, wird in ihre ursprüngliche Gattung zurückgeführt; die Feinstrukturen der Schale lassen eine Vereinigung dieser Art mit *Asterionella* nicht zu. Eine eigentümliche Umbildung einzelner Poren zu kompliziert gebauten Areolen wird kurz beschrieben.

Die Stellung der Gattung *Asterionella* innerhalb der Familie ist unsicher, vermutlich hat sie in *Meridion* und *Diatoma* bzw. - von den marinen Arten her - in *Licmophora* die nächsten Verwandten. Die Gattung selbst ist homogen in ihren Merkmalen 'heteropole Apikalachse' und 'stern-schraubenförmige Kolonie'. Die Unterschiede im Feinbau der Wanddurchbrüche und in der Fußpoldifferenzierung sind wegen der Existenz der Übergangsart *A. notata* Grun. von geringer Bedeutung.

Für alle wichtigen Arten sind Hinweise zur Verbreitung, teilweise mit Verbreitungskarten, gegeben.

Eine emendierte Gattungsbeschreibung und ein Schlüssel der *Asterionella*-Arten sind am Schluß der Abhandlung angefügt.

Literaturverzeichnis

BACHMANN, H. (1908) - Vergleichende Studien über das Phytoplankton von Seen Schottlands und der Schweiz. Arch. Hydrobiol. Planktonk., *3*: 1-91

BACHMANN, H. (1911) - Das Phytoplankton des Süßwassers mit besonderer Berücksichtigung des Vierwaldstätter Sees. Jena, 1911

BOURRELLY, P. & E. MANGUIN (1949) - Contribution à l'Étude de la Flore Algale d'Eau Douce de Madagascar: Le Lac de Tsimbazaza. Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *2* (2): 161-205

BOYER, Ch. S. (1916) - The Diatomaceae of Philadelphia and Vicinity. Philadelphia, 1916

BOYER, CH. S. (1927) - Synopsis of North American Diatomaceae. Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *78* (Suppl.): 1-228; *79* (Suppl.): 229-583

BRÉBISSON, A. DE (1870) - Notes on some French Diatomaceae. J. Quekett Microscop. Club, *2*: 37-43; tb. 1

BROCKMANN, C. (1908) - Das Plankton im Brackwasser der Wesermündung. 'Aus der Heimat - für die Heimat'; Beitr. Naturk. N.W.-Deutschlands, N. F., *1*: 32-57

BRUN, J. (1880) - Diatomées des Alpes et de Jura et de région Suisse et Française des environs de Genève. Genève, Paris, 1880

CABEJSZEKÓWNA, Irena (1937) - *Fragilaria zasuminensis* n. sp. w jeziorze Zasumińskim na Polesiu. Arch. Hydrobiol. Rybactwa, *10* (4): 423-425; tb. 13

CASTRACANE, Comte A. degli ANTELMINELLI (1886) - Report on the scientific results of the voyage of HMS Challenger during the years 1873-76, under command of captain G.S. Nores; Botany, *2*. London, Edinburgh, Dublin, 1886

CHOLNOKY, B. J. (1958) - Beiträge zur Kenntnis der Südafrikanischen Diatomeenflora, II. Einige Gewässer im Waterberggebiet (Transvaal). Portugaliae Acta Biol., Ser.B, *6* (2): 99-160; tb. 1-7

CHU, S. P. (1942) - The influence of the mineral composition of the medium on the growth of planctonic algae, I. Methods and culture media. J. Ecology, *30* (2): 284-325

CLEVE, P. T. (1897) - Karaktäristik af Atlantiska Oceanens vatten på grund af dess mikroorganismer. Öfvers. Förh. Kungl. Svenska Vetensk.-Akad. Förhandl., *54* (3): 95-105

CLEVE, P. T. (1900) - Notes on some Atlantic Plankton organisms. Kongl. Svenska Vetensk.-Akad. Handl., *34* (1): 20

CLEVE, P. T. & A. GRUNOW (1880) - Beiträge zur Kenntnis der arctischen Diatomeen. Kongl. Svenska Vetenskap-Akad. Handl., *17* (2): 1-121

CLEVE, P. T. & I. D. MÖLLER (1882) - Diatoms (Exsiccatae). Upsala, 1877-1882 (1882: Nr. 277-324)

CLEVE–EULER, Astrid (1953) - Die Diatomeen von Schweden und Finnland. Teil II: Araphideae, Brachyraphideae. Kungl. Svenska Vetenskaps-Akad. Handl., Ser. 4, *4* (1): 1-158; fig. 292-483

Code, Internationaler - der Botanischen Nomenklatur (1966) - Utrecht, 1966

COUPIN, H. (1930) - Album Générale des Diatomées marines, d'eau douce et fossiles. Paris, 1930

CUPP, E. E. (1943) - Marine plankton diatoms of the West Coast of North America. Bull. Scripps Inst. Oceanogr., *5* (1): 1-238; tb. 1-5

DESIKACHARY, T. V. (1956) - Electron microscope studies on diatoms. J. Roy. Microscop. Soc. London, *76*: 9-36

DE TONI, G. B. (1891-94) - Sylloge Bacillariearum. Patavii, 1891-94

EDWARDS, A. M. (1897) - A cause of foul water in reservoirs. Amer. Monthly Microscop. J., *18*: 317-323

ELENKIN, A. A. (1914) - Sporovyja rastenija Kamčatki (Kamčatskaja Expedicija, Bot. Odtel., vol. 2). Moskau, 1914

ELMORE, C. J. (1921) - The Diatoms (Bacillarioides) of Nebraska. Nebraska Univ. Studies, *21* (1-4): 22-214; tb. 1-23

FOGED, N. (1952) - The distribution of fresh water diatoms in Norway. Nytt Mag. Bot., *1*: 107-123

FOGED, N. (1962) - Notes on diatoms. 3. *Asterionella ralfsii*. Bot. Tidsskr., *58* (1/2): 68-71

FUKUSHIMA' H. (1958) - A list of Japanese algae. J. Yokohama Municipal Univ., Ser. C, Nr. *98*

GEISSLER, Ursula (1970) - Die Variabilität der Schalenmerkmale und ihre Bedeutung zur Taxonomie der Diatomeen. Nova Hedwigia, im Druck

GEITLER, L. (1932) - Der Formwechsel der pennaten Diatomeen. Arch. Protistenk., *78* (1): 1-226

GEMEINHARDT, K. (1935) - Diatomeen von der Westküste Norwegens. Ber. Deutsch. Bot. Ges., *53* (1): 42-142; tb. 3-16

GERLOFF, J. (1959) - Elektronenmikroskopische Untersuchungen an Diatomeenschalen II-V. Ber. Deutsch. Bot. Ges., *72*: 75-83

GRAN, H. H. (1904) - Die Diatomeen der Arktischen Meere. I. Die Diatomeen des Planktons. (in: Fauna Arctica der Deutsch. Expedition in das Nördl. Eismeer im Jahre 1898, *4*). Jena 1904

GRAN, H. H. (1908) - Diatomeen (in: Nordisches Plankton). Kiel, Leipzig, 1908

GREVILLE, R. K. (1865) - Descriptions of new genera and species of diatoms from Hongkong. Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 3, *16*: 1-7; tb. 1

GRIFFITH, J. W. & A. HENFREY (1860) - The Micrographic Dictionary, 3. edit. London, 1860

GRUNOW, A. (1862) - Die Österreichischen Diatomeen nebst Anschluß einiger neuer Arten von anderen Lokalitäten und einer kritischen Übersicht der bisher bekannten Gattungen und Arten. Verh. K. K. Zool.-Bot. Ges. Wien, *12*: 315-472, 545-585

GRUNOW, A. (1863) - Über einige neue und ungenügend bekannte Arten und Gattungen von Diatomaceen. Verh. K. K. Zool.-Bot. Ges. Wien, *13*: 137-162; tb. 4-5

GRUNOW, A. (1867) - Diatomeen auf Sargassum von Honduras, gesammelt von Lindig. Hedwigia, *6* (1): 2-8, 17-32; tb. 2

GRUNOW, A. & F. KITTON (1877) - New diatoms from Honduras. Monthly Microscop. J., *18*: 165-186; tb. 193-196

HASLE, Grethe R. (1968) - The valve processes of the Centric Diatom genus *Thalassiosira*. Nytt Mag. Bot., *15* (3): 193-201

HASLE, Grethe R. & B. R. E. DE MENDIOLA (1967) - The fine structure of some *Thalassionema* and *Thalassiothrix* species. Phycologia, *6* (2/3): 107-125

HASSALL, A. H. (1850 a) - Memoir on the organic analysis or Microscopic examination of water supplied to the inhabitants of London and the suburban districts. The Lancet, *1850* (1): 230-235

HASSALL, A. H. (1850 b) - Microscopic examination of the water supplied to the inhabitants of London and the suburban districts. London, 1850

HEIBERG, P. A. C. (1863) - Conspectus Criticus Diatomacearum Danicarum. Kopenhagen, 1863

HELMCKE, J.-G. & W. KRIEGER (1961) - Diatomeenschalen im elektronenmikroskopischen Bild, Teil 3. Weinheim, 1961

HELMCKE, J.-G. & W. KRIEGER (1963) - Diatomeenschalen im elektronenmikroskopischen Bild, Teil 4. Weinheim, 1963

HENCKEL, A. H. (1925) - Material zum Phytoplankton des Karameers. Bull. Inst. Rech. Biol. Univ. Perm, *3* (Suppl. 2): 1-60; tb. 1-7

HENDEY, N. I. (1937) - The plankton diatoms of the southern seas. Discovery Rept., *16*: 151-364; tb. 6-13

HENDEY, N. I. (1964) - An introductory account of the smaller algae of British coastal waters; Part 5: Bacillariophyceae. London, 1964

HENDEY, N. I.; D. H. CUSHING & G. W. RIPLEY (1954) - Electron microscope studies of diatoms. J. Roy. Microscop. Soc. London, Ser. 3, *74*: 22-34; tb. 1-3

HÉRIBAUD, J. (1902) - Les diatomées fossiles d'Auvergne. Clermont-Ferrand, 1893-1908 (1er mém.: 1902)

VAN HEURCK, H. (1880-85) - Synopsis des Diatomées de Belgique. Anvers, Text: 1885; Atlas: 1880-81

VAN HEURCK, H. (1896) - A Treatise on the Diatomaceae. London, 1896

HEYNIG, H. (1965) - Zur Kenntnis des Planktons mitteldeutscher Gewässer (3. Mitt.). Nova Hedwigia, *9* (1-4): 33-43; tb. 1-3

HIROSE, H. (1950) - Study on the phytoplankton of Lake Abashiri. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., *16* (1): 25-30

HUBER–PESTALOZZI, G. (1942) - Das Phytoplankton des Süßwassers, 2. Teil, 2. Hälfte. Stuttgart, 1942

HUSTEDT, F. (1930 a) - Bacillariophyta (in: PASCHER, A., Die Süßwasserflora Mitteleuropas, Heft 10). Jena, 1930

HUSTEDT, F. (1930 b) - Die Kieselalgen Deutschlands, Österreichs und der Schweiz mit Berücksichtigung der übrigen Länder Europas und der angrenzenden Meeresgebiete (in RABENHORST, L., Kryptogamenflora). Leipzig, 1930 (Teil 1)

HUSTEDT, F. (1932) - Die Kieselalgen Deutschland, Österreichs und der Schweiz mit Berücksichtigung der übrigen Länder Europas und der angrenzenden Meeresgebiete (in: RABENHORST, L., Kryptogamenflora). Leipzig, 1932 (Teil 2, Lieferung 2)

HUSTEDT, F. (1952) - Neue und wenig bekannte Diatomeen. V. *Asterionella fibula* (Bréb.) nov. comb., eine Plankton-Diatomee mooriger Gewässer. Ber. Deutsch. Bot. Ges., *65* (8): 272-275

HUSTEDT, F. (1959) - Die Diatomeenflora der Unterweser von der Lesummündung bis Bremerhaven mit Berücksichtigung des Unterlaufes der Hunte und Geeste. Veröff. Inst. Meeresforsch. Bremerhaven, *6*: 13-176

INDEX HERBARIORUM (1959) - (Regnum Vegetabile, *15*). Utrecht, 1959

KAIN, Joanna M. & G. E. FOGG (1958) - Studies on the growth of marine phytoplankton; I. *Asterionella japonica* Gran. J. Mar. Biol. Assoc. U. K., *37*: 397-413

KARSTEN, G. (1899) - Die Diatomeen der Kieler Bucht. (Wiss. Meeresuntersuchungen, herausgegeben von der Komm. zur wiss. Unters. der deutschen Meere in Kiel und der Biol. Anstalt Helgoland, N.F., *4*). Kiel, 1899

KIRCHNER, O. (1878) - Die Algen Schlesiens (in COHN, F., Kryptogamenflora von Schlesien). Breslau, 1878

KNUDSEN, M. & C. OSTENFELD (1899) - Jaggtagelser over Overfladevandets Temperatur, Saltholdighed og Plankton paa islandske og groenlandske Skibsrouter i 1898, foretagne under ledelse af C.F. Wandel. (Vol. 1). Kopenhagen, 1899

KÜTZING, F. T. (1849) - Species Algarum. Leipzig, 1849

LEBOIME, R. (1947) - Formes anormales d'*Asterionella gracillima* (HA.) Heib. - Diat.- dans l'étang inférieur de Ville-d'Avray. Bull. Soc. Bot. France, *94* (7/8): 315-317

LEBOUR, Marie V. (1930) - The planctonic diatoms of northern seas. London, 1930

LEMMERMANN, E. (1903) - Brandenburgische Algen; II. Das Phytoplankton des Müggelsees und einiger benachbarter Gewässer. Z. Fischerei, *11* (2): 73-123

LEWIS, F. W. (1862) - Notes on new and rarer species of Diatomaceae of the U.S. sea board. Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, *13* : 61-71; tb. 2

LOZERON, H. (1902) - La répartition vérticale du plancton dans le Lac du Zurich (de décembre 1900 à décembre 1901). Vierteljahresschr. Naturf. Ges. Zürich, *47*: 84-62

LUND, J. W. G. (1961) - *Asterionella formosa* Hass. var. *acaroides* Lemm.: a phycological enigma. Brit. Phycol. Bull., *2* (2): 63-66

LUNDH–ALMESTRAND, Asta (1954) - Some remarks on *Fragilaria zasuminensis* Cab. Bot. Notiser, *1954* (2): 179-182

MAC DONALD, J. D. (1869) - On the structure of the diatomaceous frustule and its genetic cycle. Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 4, *3*: 1-8

MANGUIN, E. (1949) - Contribution à la connaissance des diatomées fossiles des dépôts lacustres de l'Ankaratra. Ann. Geol. Serv. Mines, *18*: 85-115; tb. 1-4

MANGUIN, E. (1952) - Les diatomées fossiles du bassin thermo-minéral d'Antsirabe (Ranomafana II). Mém. Inst. Sci. Madagascar, Sér. B, *4* (1): 1-57; tb. 1

MARGALEF, R. (1945) - Fitoplankton nerítico de la Costa Brava Catalana (Sector de Blanes). Inst. Español Estudios Mediterráneas; Publ. Sobre Biol. Mediterránea, *1*: 1-48; tb. 1-10

MARGALEF, R. (1951) - Plancton recogido par los Laboratorios Costeros; III. Fitoplancton de las costas de Castellón durante el año 1950. Publ. Inst. Biol. Aplicada, *9*: 49-62

MAYER, A. (1937) - Die Bacillariophyten-Gattungen *Fragilaria* und *Asterionella* in Bayern. Ber. Bayer. Bot. Ges., *22*: 50-85; tb. 1-4

MEISTER, F. (1912) - Die Kieselalgen der Schweiz. Beitr. Kryptogamenflora Schweiz, *4* (1)

MEISTER, F. (1913) - Beiträge zur Bacillariaceenflora Japans. Arch. Hydrobiol. Planktonk., *8* (2): 305-312; tb. 4

MEUNIER, A. (1915) - Microplancton de la Mer Flamande; IIme Partie: Les Diatomees (Suite), 7 (3). Mém. Mus. Roy. Hist. Nat. Belgique, 7 (3): 1-118; tb. 1-14

MÜHLETHALER, K. & R. BRAUN (1946) - Elektronenoptische Diatomeen-Untersuchungen. Ber. Schweiz. Bot. Ges., *56*: 360-363; tb. 10-11

MÜLLER, O. (1886) - Die Zwischenbänder und Septen der Bacillariaceen. Ber. Deutsch. Bot. Ges., *4*: 306-316; tb. 17

MÜLLER, O. (1895) - Über Achsen, Orientierungs- und Symmetrieebenen bei den Bacillariaceen. Ber. Deutsch. Bot. Ges., *13*: 222-234; tb. 20

MURRAY, J. (1895) - Summary of the scientific results obtained at the sounding, dredging and trawling stations of HMS Challenger, London, Edinburgh, Dublin, 1895

NIPKOW, F. (1927) - Über das Verhalten der Skelette planktischer Kieselalgen im geschichteten Tiefenschlamm des Zürich- und Baldegger Sees. Diss. Aarau 1927

OKAMURA, K. (1911) - Some littoral diatoms of Japan. Rept. Imp. Fish. Inst. Tokyo, 7 (4): 1-18; tb. 8-13

O'MEARA, Revd. E. (1874) - On Diatomaceae from Spitzbergen. Quart. J. Microcop. Sci., N. S., *14*: 254-261; tb. 8

PATRICK, Ruth & CH. W. REIMER (1966) - The diatoms of the United States (exclusive of Alaska and Hawaii). Philadelphia, 1966

PAVILLARD, J. (1916) - Recherches sur les diatomées pelagique du Golfe du Lion. Cette, 1916

PAVILLARD, J. (1925) - Bacillariales. Rept on the Danish Oceanogr. Expeditions 1908-10 to the Mediterranean and adjacent Seas, *2* (4): 1-72

PERAGALLO, H. & M. PERAGALLO (1901) - Diatomées marines de France et des districts maritimes voisins. Grez-sur-Loing, 1897-1908

PFITZER, E. (1869) - Über Bau und Zellteilung der Diatomaceen. Bot. Zeitung, *1896*: 774

PRINGSHEIM, E. G. (1954) - Algenreinkulturen (ihre Herstellung und Erhaltung). Jena, 1954

PRITCHARD, A. (1891) - A history of the Infusoria, living and fossil. London, 1861 (4. Edit.)

RABENHORST, L. (1864) - Flora Europaea Algarum Aquae-dulcis et Submarinae; Sectio 1: Algas diatomaceas complectens, cum figuris generum omnium xylographice impressis. Leipzig, 1864

RABENHORST, L. (1871) - Diatomaceae exsiccatae totium terrarum orbis, Semicenturia I et II. Dresden, 1871 (Nr. 1104 b)

RADZYMOWSKY, D. O. (1929-30) - Pro fitoplankton serednoi tečij r. Dnjpra. Trudy Fyz.-Mat. Vidd. Ukrainska Akad. Nauk, *11* (3): 179-411

REIMANN, B. E. F. (1960) - Bildung, Bau und Zusammenhang der Bacillariophyceenschalen. Nova Hedwigia, *2*: 349-373

RICH, F. (1933) - Scientific results of the Cambridge expedition to the East African lakes, 1930-31; 7. The Algae. J. Linnean Soc. London (Zool.), *38*: 249-275

RODHE, W. (1948) - Environmental requirements of fresh-water plankton algae. Symb. Bot. Upsal., *10*: 1-149

ROSS, R. (1956) - Notulae Diatomologicae, I-II. Ann. Mag. Nat. Hist., Ser. 12, *9*: 76-80

RUTHMANN, A. (1966) - Methoden der Zellforschung. Stuttgart, 1966

RUTTNER, F. (1937) - Ökotypen mit verschiedener Vertikalverteilung im Plankton der Alpenseen. Int. Rev. Gesamten Hydrobiol. Hydrogr., *35*: 7-34

SCHMIDT, A. (1874-1959) - Atlas der Diatomaceenkunde. Leipzig, 1874-1959

SCHÖNFELDT, H. (1907) - Diatomaceae Germaniae: Die deutschen Diatomeen des Süßwassers und des Brackwassers. Berlin, 1907

SCHRÖTER, C. (1896) - Die Schwebeflora unserer Seen. Neujahrsblatt Naturf. Ges. Zürich, *1897*: 1-61; tb. 1

SCHÜTT, F. (1896) - Bacillariales (in: ENGLER & PRANTL, Die natürl. Pflanzenfamilien, Teil I, Abt. I b). Leipzig, 1896

SIEMINSKA, Jadwiga (1964) - Bacillariophyceae okrzemkii (Flora Slodkowodna Polski, *6*). Warszawa, 1964

SKABIČEVSKY, A. P. (1959) - Mutabilitas specierum nonnullarum diatomacearum in cultura. Bot. Mater. Otd. Sporov. Rast. Bot. Inst. Komarova Akad. Nauk SSSR, *12*: 46-57

SKABIČEVSKY, A. P. (1960) - Planktonnye diatomovye vodorosli presnych vod SSSR (Sistematika, oekologia i rasprostranenie). Moskau, 1960

SKVORZTOW, B. W. (1931) - Plankton diatoms from the Vladivostok Bay. Philipp. J. Sci., *46* (1): 77-83; tb. 1-2

SMAYDA, TH. J. (1966) - A quantitative analysis of the phytoplankton of the Gulf of Panama; III. General ecological conditions and the phytoplankton dynamics at 8°45′N/79°23′W from Nov. 1954 - May 1957. Inter-Amer. Trop. Tuna Commission, Bull., *11* (5): 355-612

SMITH, W. (1856) - A Synopsis of the British Diatomaceae. London, 1856 (vol. 2)

SPRENGER, E. (1925) - *Asterionella gracillima* (Ha.) Heib. im Großteich bei Hirschberg in Böhmen. Arch. Protistenk., *52* (1): 170-184

STOSCH, H. von (1967) - Vegetative Fortpflanzung, Parthenogenese und Apogamie bei Algen; E) Chrysophyta (in: Handbuch der Pflanzenphysiologie, *18*: 637-692). Berlin, Heidelberg, 1967

TAKAYASHU, M. & M. CHIKAFUJI (1934) - Investigations of marshy lakes: Lake Notoro, Fishery Rept., *36*: 49-83

TEMPÈRE, J. & H. PERAGALLO (1889-95; 1907-15) - Les Diatomées du monde entier (Editions I et II). Paris, 1889-1915

USAČOV, P. I. (1928) - Materialy k flora vodorosli r. Jeniseja. Trudy Sibirsk. Naučn. Rybochozjaistw. Stancii, *3* (2)

VAN DER WERFF, A. (1955) - A new method of concentrating and cleaning diatoms and other organisms. Verh. Int. Ver. Limnologie, *12*: 276-277

VAN DER WERFF, A. & H. HULS (1957-1966) - Diatomeeënflora van Nederland. De Hoef, 1957-1966

WEST, T. (1860) - Remarks on some Diatomaceae, new or imperfectly described and a new Desmid. Quart. J. Microscop. Sci., *8*: 147-153; tb. 7

WHIPPLE, G. C. & D. D. JACKSON (1899) - *Asterionella* - its biology, its chemistry, and its effect on water supplies. J. New England Water Works Assoc., *14* (1): 1-25; tb. 1-4

WISLOUCH, S. M. (1915) - Rezensija na kingi A. A. Elenkina presnovodne vodorosli Kamčatki. Mikrobiologija, *2* (3/4)

WOLLE, F. (1890) - Diatomaceae of North America. Bethlehem, 1890

WOLOSZYŃSKA, J. (1934) - *Asterionella formosa* Hass. var. *tatrica* nov. var. in den Tatraseen. Acta Soc. Bot. Poloniae, *11* (Suppl.): 137-151; tb. 7

YAMAJI, I. (1962) - The plankton of Japanese coastal waters. Hoikusha, 1962

ZABELINA, M. M.; I. A. KISELEV; A. I. PROŠKINA-LAVRENKO & V. S. ŠEŠUKOVA (1951) - Diatomovye vodorosli opred. Predshov. vodorosli SSSR, Vyp; *4* Moskau, 1951

ZMEEW, L. (1872) - Neskolko dannyech dlja izučenja nisšich vodoroslej. Voenno-Meditsinsky Žurnal (Leningrad), *114* (6): 1-62

Danksagung

Diese Dissertation wurde unter der Anleitung Herrn Dr. J. Gerloffs, Botanisches Museum Berlin-Dahlem, angefertigt; ich bin ihm für die Wahl des Themas, für anregende Diskussionen, besonders bei der Klärung nomenklatorischer Fragen, sowie für die wertvolle Hilfe bei der Materialbeschaffung zu großem Dank verpflichtet. Das Institut für Systematische Botanik der Freien Universität Berlin, Direktor Prof. Dr. J. Poelt, und das Botanische Museum Berlin-Dahlem, Direktor Prof. Dr. T. Eckardt, stellten mir einen Arbeitsplatz und die technischen Einrichtungen zur Verfügung; den beiden Herren Institutsdirektoren sei dafür an dieser Stelle freundlich gedankt. Der Forschungsgruppe für Mikromorphologie der Max-Planck-Gesellschaft, Herrn Prof. Dr. J.-G. Helmcke und seinen Mitarbeitern, schulde ich Dank für die Möglichkeit der Benutzung der Elektronenmikroskope. Mein besonderer Dank gilt der Academy of Natural Sciences of Philadelphia und hier vor allem Frau Prof. Dr. Ruth Patrick und Herrn Prof. Dr. Ch. W. Reimer, die mir durch ein Forschungsstipendium aus dem Jessup Fund einen mehrmonatigen Aufenthalt und Arbeit an diesem Institut ermöglichten. Dem British Museum (Natural History) London danke ich für die Erlaubnis, mehrere Tage in den Diatomeensammlungen arbeiten zu dürfen; Herrn Dr. R. Ross and Miss Patricia Sims sei für die freundliche Unterstützung gedankt.

Folgenden Wissenschaftlern bin ich für die Überlassung von Diatomeenaufsammlungen und -präparaten und für die Mitteilung von Verbreitungsangaben sehr verpflichtet: P. Bourrelly (Mus. Nat. Hist. Nat. Paris), V. Cassie (Univ. Auckland/N.Z.), B. J. Cholnoky (Nat. Inst. Water Research, Pretoria/S.A.U.), A. W. Collier (Florida State Univ., Tallahassee/U.S.A.), H.J. Conert (Senckenberg Museum Frankfurt/M.), E.E. Cupp (San Diego/U.S.A.), T.V. Desikachary (Univ. Bot. Lab., Chepauk/Indien), S. Ducker (Univ. Melbourne/Australien), E. A. Flint (Univ. Canterbury/N.Z.), H. P. Gandhi (M. N. College, Visnagar/Indien), R. Glasy (Dept. Publ. Utilities, Tacoma/U.S.A.), P. Hargraves (Lamont Geol. Observ., Pallisades, N.Y./U.S.A.), G. R. Hasle (Univ. Oslo, Blindern/Norwegen), N. I. Hendey (Adm. Mat. Lab., Dorset/G. B.), H. Heynig (Halle/S.), J. M. Jones (Marine Biol. Sta., Port Erin/G. B.), A. Jurilj (Techn. Fak. Zagreb/Jugoslavien), I. A. Kisselev (Leningrad/USSR), J. Lewin (Univ. Washington, Seattle/U.S.A.), J. W. G. Lund (Freshwater Biol. Assoc., Ambleside/G.B.), A. Lundh-Almestrand (Univ. Lund/Schweden), R. Margalef (Inst. Invest. Pesqueras, Barcelona/Spanien), D. McIntire (Univ. Oregon, Corvallis/U.S.A.), H. Moreira Filho (Fac. Farm. Bioqu., Curitiba/Brasilien), R. Norris (Univ.

Wash., Seattle/U.S.A.), H. Okuno (Kyoto Univ., Kyoto/Japan), M. Parke (Mar. Biol. Sta., Plymouth/G.B.), H. Riedl (Naturhist. Mus. Wien/Österr.), G. A. Robinson (Oceanogr. Lab., Edinburgh/G.B.), M. R. Suxena (Osmania Univ. Hyderabad/Indien), E. F. Stoermer (Inst. Sci. Technology, Ann Arbor/U.S.A.), F. J. R. Taylor (Univ. Brit. Col., Vancouver/Canada), L. Tonolli (Inst. Italiano Idrobiol., Pallanza/Italien), A. van der Werff (De Hoef/Niederlande), B. A. Whitton (Univ. Durham, Durham City/G.B.).

Erklärung der lichtmikroskopischen Figuren*

Fig. 1-19 *A. formosa*: 1-7 Verschiedene Gestaltstypen der *A. formosa* (Valvaransicht); Lake Michigan/U.S.A. - 8 Sternkolonie (mit Chromatophoren); Glienicker See, Berlin - 9 Schraubenkolonie mit zahlreichen Zellen; Kultur A 19-1 (Herk.: Glienicker See, Berlin) - 10 Valvaransicht der *A. formosa*; Glienicker See, Berlin - 11 Gürtelbandansicht der *A. formosa*; Glienicker See, Berlin - 12 Valvaransicht (Mittelstück) im Phasenkontrast; Sakrower See, Berlin - 13 Valvaransicht (Fußpol) im Phasenkontrast; Sakrower See, Berlin - 14 Zickzackkolonie; Princess Bay; Staten Island/U.S.A. - 15 Bandkolonie in einer Agarkultur (A 19-4a) - 16 Kolonie mit verkrümmten Formen; Rattmannsdorf bei Halle/Deutschland (nach Heynig) - 17 Gürtelbandansicht einer Zelle nach der Teilung; New York/U.S.A. - 18 Kultur mit Zwergformen (durch sprunghafte Verkleinerung entstanden); Kultur A 19-1 - 19 Kultur von Zwergformen; Kultur A 19-1z

Fig. 20-35 *A. ralfsii*: 20-21 Valvaransichten der *A. ralfsii* (Typusmaterial); Dolgelly/Wales - 22-23 Gürtelbandansichten der *A. ralfsii* (Typusmaterial); Dolgelly/Wales- 24-26 Valvaransichten der *A. ralfsii* var. *hustedtiana*; Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland - 27-28 Gürtelbandansichten der *A. ralfsii* var. *hustedtiana*; Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland - 29-31 Valvaransichten der *A. ralfsii* var. *americana*; Birchwood Lake, New Jersey/U.S.A. - 32-34 Gürtelbandansichten der *A. ralfsii* var. *americana*; Birchwood Lake, New Jersey/U.S.A. - 35 Kolonie der *A. ralfsii* var. *americana*; Birchwood Lake, New Jersey/U.S.A.

Fig. 36-38 *A. glacialis*: 36 Valvaransicht; James River, Virginia/U.S.A. - 37 Gürtelbandansicht; Kultur B4-4 (Herk.: Nordsee) - 38 Kolonie; Nordsee (Helgoland)

Fig. 39-41 *A. kariana*: 39-40 Valvaransichten; Nordsee (nach van der Werff) - 41 Kolonie; Nordsee (nach van der Werff)

Fig. 42-45 *A. notata*: 42 Valvaransicht der *A. notata* (Typusmaterial): Honduras - 43 Gürtelbandansicht der *A. notata* (Typusmaterial); Honduras - 44 Valvaransicht der *A. notata* var. *recticostata*; Kleine Andamaneninsel/Ind. Ozean - 45 Kolonie der *A. notata* var. *recticostata*; Kleine Andamaneninsel/Ind. Ozean

Fig. 46 *A. antiqua*; Puy-de-Dome/Frankreich (nach Héribaud)

Fig. 47 *A. canina*; Hundsquelle/Kaukasus (nach Zmeew)

Fig. 48 *A. cleveana*; Spitzbergen (nach O'Meara)

Fig. 49-55 *A. candelabrum*; Madagascar (nach Manguin)

Fig. 56-62 *A. madagascariensis*; Madagascar (nach Manguin)

Fig. 63 *A. vinaninkarenae*; Madagascar; (nach Manguin)

* Soweit nicht anders angegeben, repräsentiert der eingezeichnete Strich eine Strecke von 10 µm.

Fig. 64-68 *Eunotia zasuminensis*: 64 Valvaransicht; Lillsjön/Schweden - 65 Gürtelbandansicht; Lillsjön/Schweden - 66 Valvaransicht; Tobyhanna Creek, Penna./U.S.A. - 67 Valvaransicht; Platrivier Bach, Transvaal/S.A.U. - 68 Kolonie; Lillsjön/Schweden

Fig. 69-73 *Thalassiothrix mediterranea*: 69 Fußende einer Kolonie; Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien - 70-71 Valvaransichten; Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien - 72-73 Gürtelbandansichten; Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien

Erklärung der elektronenmikroskopischen Figuren

Fig. 74-100 *A. formosa*: 74 Valvaransicht; Tacoma, Wash./U.S.A. - 75 Valvaransicht; Niederlande - 76 Valvaransicht; Bot. Garten, Berlin - 77 Kopfpol in Valvaransicht; Lake Michigan/U.S.A. - 78 Valva (Ausschnitt); Niederlande - 79 Basalteil des Fußpols in Valvaransicht; Lake Michigan/U.S.A. - 80 Fußende in Valvaransicht; Lake Michigan/U.S.A. - 81 Fußpol in Valvaransicht; Sakrower See, Berlin - 82 Fußpol in Valvaransicht; Glienicker See, Berlin - 83 Gürtelbandansicht einer Zellhälfte (Ausschnitt); Ringsjön/Norwegen - 84 Kolonieverband (Ausschnitt); Kultur A 19-4 (Herkunft: Glienicker See, Berlin) - 85 Kolonieverband (Ausschnitt); Kultur A 19-4 (Herkunft: Glienicker See, Berlin) - 86 Kopfende einer Valva mit Gürtelband; Niederlande - 87 Fußende einer Valva mit Gürtelband; Ringsjön/Norwegen - 88-89 Kopf- und Fußende einer Valva in Gürtelbandansicht; Lake Michigan/U.S.A. - 90 Kopfenden der Gürtelbänder; Tacoma, Wash./U.S.A. - 91 Fußpol einer Frustel in Gürtelbandansicht; Ringsjön/Norwegen - 92 Fußenden der beiden Theken einer Zelle; Ringsjön/Norwegen - 93-97 Valvaransichten von Frusteln zu verschiedenen Zeitpunkten einer Kultur; Kultur A 19-1 (Herkunft: Glienicker See) - 98 Kopfende einer Valva (Kulturabnormität); Kultur A 19-1 (Herkunft: Glienicker See, Berlin) - 99 Valva und Gürtelbänder einer "*acaroides*"-Form (Ausschnitt); Rattmannsdorf bei Halle/Deutschland - 100 Gekippte Valvaransicht einer "*acaroides*"-Form (unpräpariert); Rattmannsdorf bei Halle/Deutschland

Fig. 101-107 *A. ralfsii*: 101 Valvaransicht der var. *hustedtiana*; Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland - 102 Gürtelbandansicht der var. *hustedtiana* (ohne Hypovalva); Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland - 103 Kopfpol der var. *hustedtiana* (Valvaransicht); Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland - 104 Fußpol der var. *hustedtiana* (Valvaransicht); Küstenkanal bei Oldenburg/Deutschland - 105 Fußpol der var. *americana* (Valvaransicht); Birchwood Lake, N.J./U.S.A. - 106 Kopf-, Mittel- und Fußstück einer Valva der var. *americana*; Birchwood Lake, N.J./U.S.A. - 107 Valvaransicht der var. *americana*; Birchwood Lake, N.J./U.S.A.

Fig. 108-122 *A. glacialis*: 108 Valvaransicht; Kultur B 4-2 (Herkunft: Helgoland) - 109 Kopfende in Valvaransicht; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 110 Fußende in Valvaransicht; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 111 Valvaransicht; Nordsee, Helgoland - 112 Valvaransicht; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 113 Valvaransicht; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 114 Valvaransicht mit Gürtelband; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 115 Fußpol in Gürtelbandansicht; Nordseeplankton (coll.: West) - 116 Fußende in Valvaransicht; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 117 Fußende in Gürtelbandansicht; Kultur B 4-2

* Der in jeder Figur eingezeichnete Strich repräsentiert eine Strecke von 1 μm.

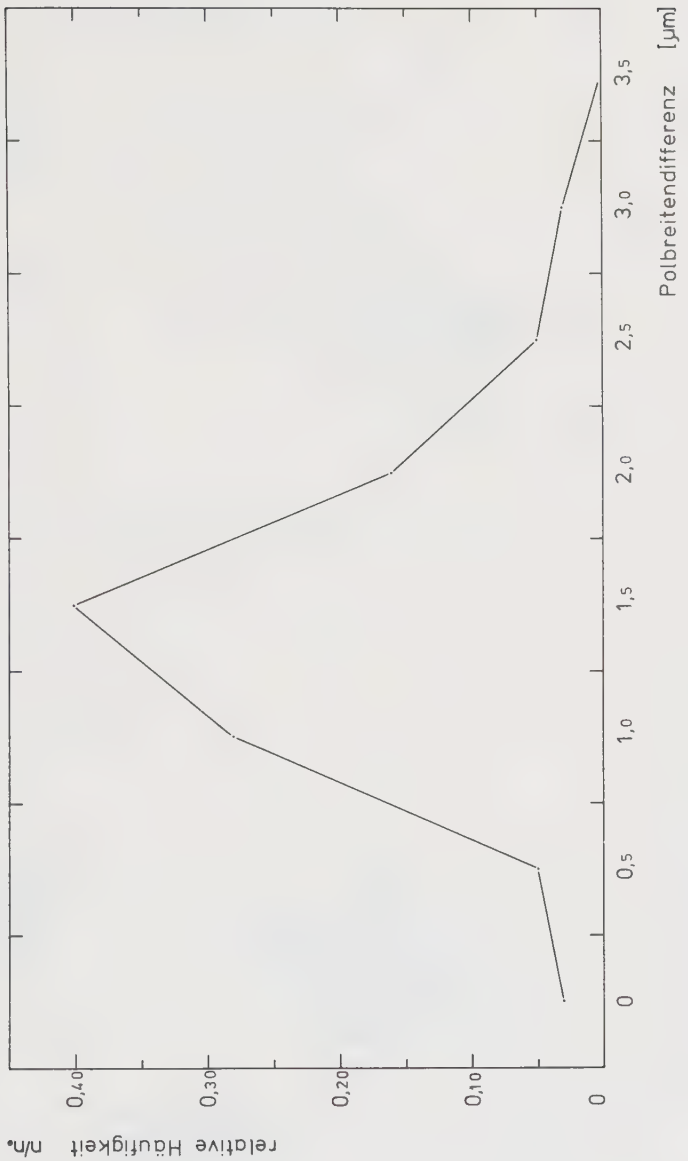
(Herk.: Helgoland) - 118 Gürtelbänder einer Frustel; Kultur B 4-2 (Herk.: Helgoland) - 119 Fußpol in Valvaransicht (Kulturabnormität); Kultur aus dem Oceanogr. Inst. Vancouver/Canada; J.F.G. Taylor - 120 Frustel in Gürtelbandansicht; Kultur aus dem Oceanogr. Inst. Vancouver/Canada; J.F.G. Taylor - 122 Valvaransicht einer Kulturform; Kultur aus dem Oceanogr. Inst. Vancouver/Canada; J.F.G. Taylor

Fig. 123-128 *A. kariana*: 123 Teil einer Valvaransicht; Beringmeer (coll.: Norris) - 124 Kopfende in Valvaransicht; Beringmeer - 125 Fußende in Valvaransicht; Beringmeer - 126 Fußende in Valvaransicht; Beringmeer - 127 Kopfende in gekippter Gürtelbandansicht; Beringmeer - 128 Kopfende in Gürtelbandansicht; Beringmeer

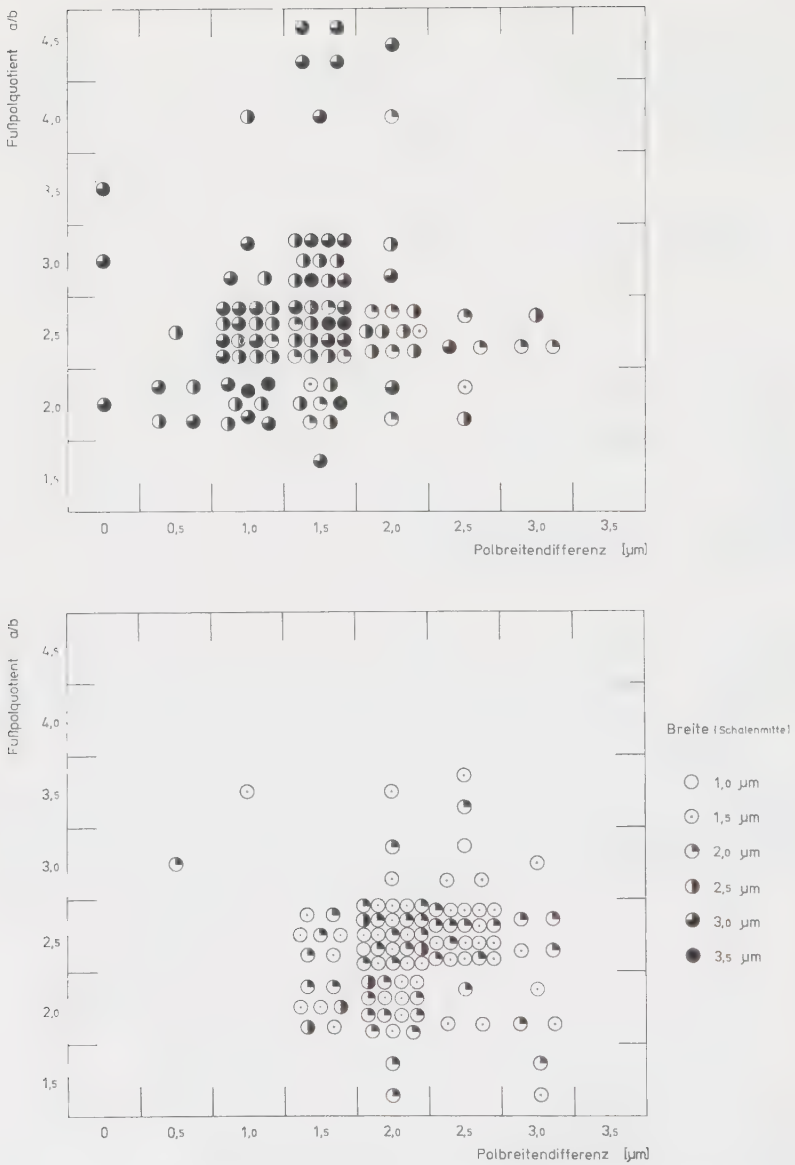
Fig. 129-139 *A. notata*: 129 Kopfende in Valvaransicht; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 130 Fußende in Valvaransicht; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 131 Fußende in Valvaransicht; Honduras (Typusmaterial) - 132 Fußende in Valvaransicht; Honduras (Typusmaterial) - 133 Valva (Ausschnitt) ; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 134 Fußende einer ungeteilten Zelle in Gürtelbandansicht; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 135 Fußende (Valvaransicht) der var. *recticostata*; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 136 Fußende (Valvaransicht) der var. *recticostata*; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 137 Kopfende (Valvaransicht) der var. *recticostata*; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 138 Valva (Ausschnitt) der var. *recticostata*; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean - 139 Fußpol (Gürtelbandansicht) der var. *recticostata*; Kl. Andamaneninsel/Ind. Ozean

Fig. 140-146 *Eunotia zasuminensis*: 140 Valvaransicht; Lillsjön/Schweden - 141 Valvaransicht ; Edisto River, S. Carol./U.S.A. - 142 Valvaransicht; Platrivier, Transvaal/S.A.U. - 143 Schalenpol in gekippter Valvaransicht; Tobyhanna Creek, Pa./U.S.A. - 144 Raphenspalt (Valvaransicht); Lillsjön/Schweden - 145 Schalenpol (leicht gekippt in Valvaransicht); Lillsjön/Schweden - 146 Zellende in Gürtelbandansicht; Lillsjön/Schweden

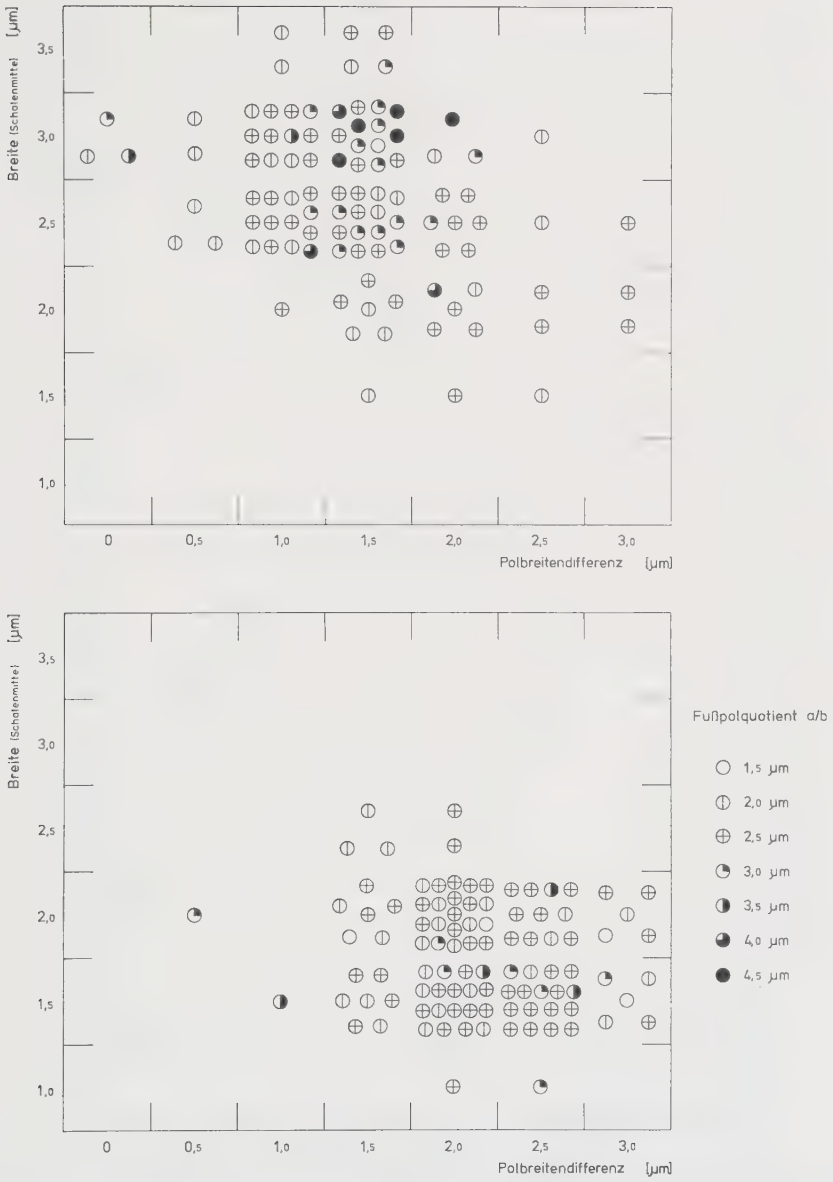
Fig. 147-150 *Thalassiothrix mediterranea*: 147 Unteres Schalenende in Valvaransicht; Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien - 148 Oberes Schalenende in Valvaransicht; Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien - 149 Valva (Ausschnitt); Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien - 150 Fußende in Valvaransicht; Mittelmeerküste bei Castellón/Spanien.



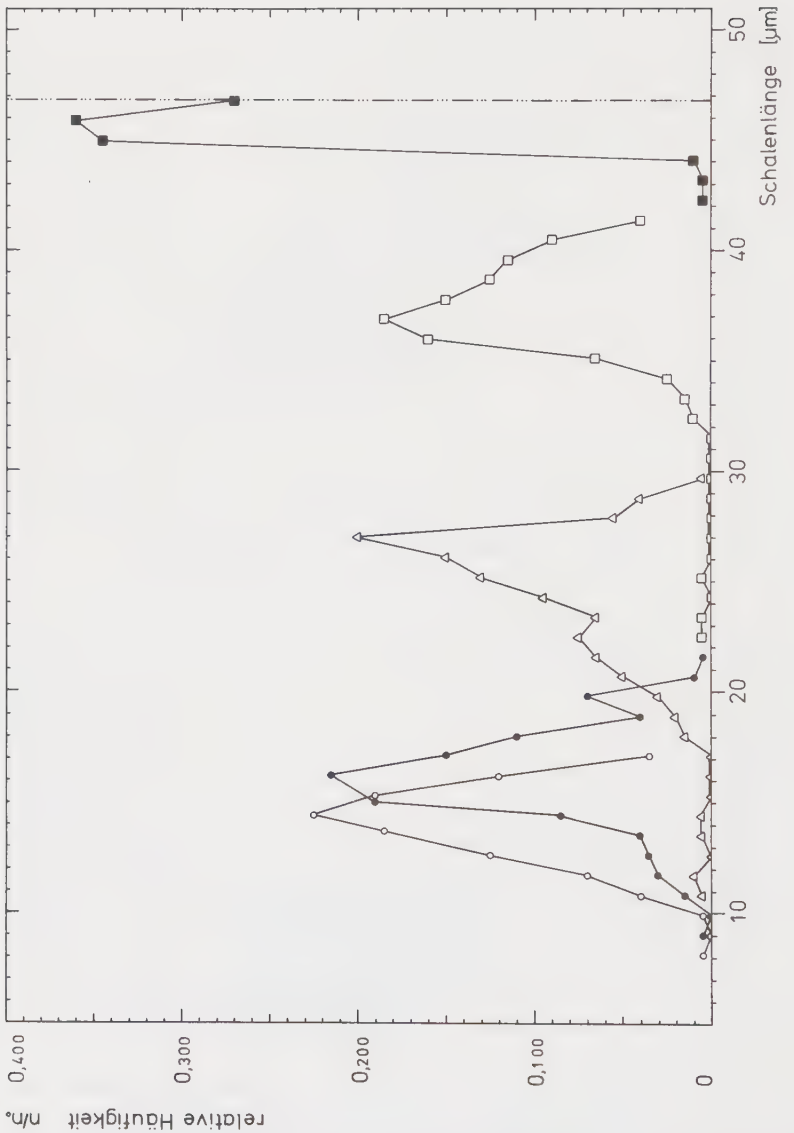
Diagr. 1: Häufigkeitsverteilung der Differenzen von Fuß- und Kopfpoldurchmesser an 100 Valven einer *A. formosa* Hass. - Population aus dem Lake Michigan/U.S.A.



Diagr. 2: Verteilung der Polbreitendifferenzen, der Fußpolquotienten und der Schalenbreiten (als 3. Parameter) an je 100 Valven einer Frühjahrspopulation (oberes Diagramm a) und einer Herbstpopulation (unteres Diagramm b) der *A. formosa* Hass. im Lake Michigan/U.S.A.

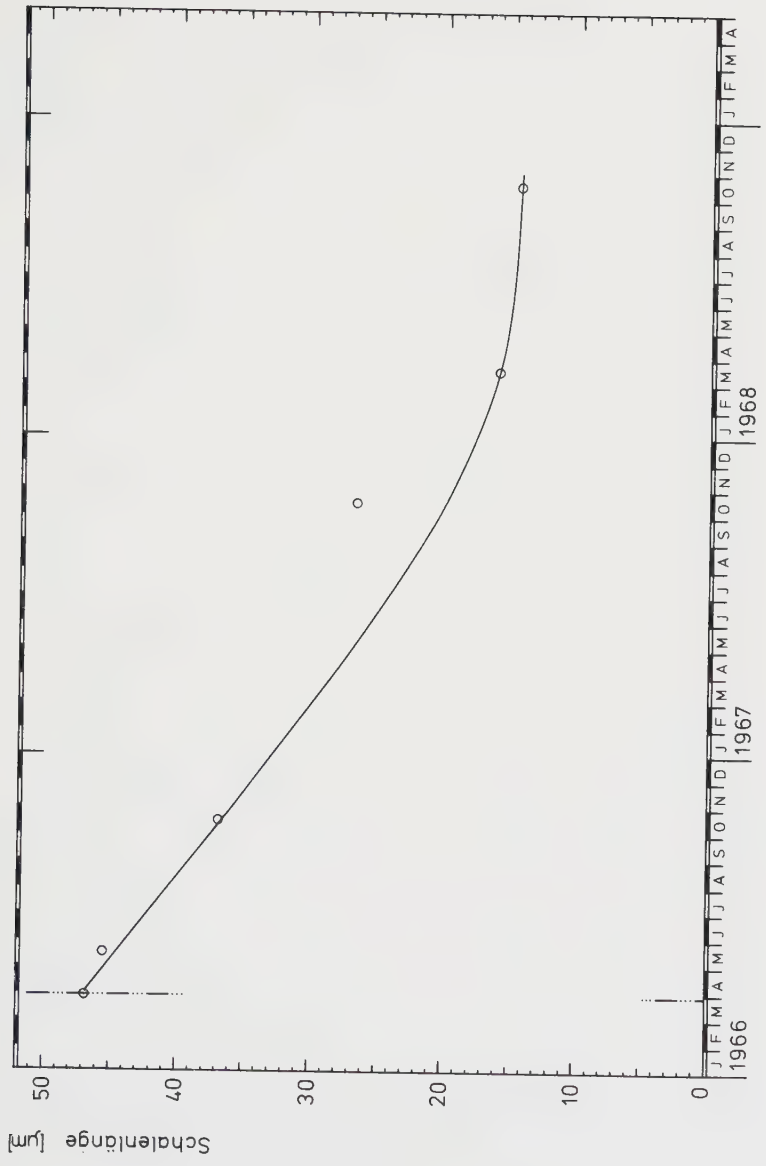


Diagr. 3: Verteilung der Polbreitendifferenzen, der Schalenbreiten und der Fußpolquotienten (als 3. Parameter) an je 100 Valven einer Frühjahrspopulation (oberes Diagramm a) und einer Herbstpopulation (unteres Diagramm b) der *A. formosa* Hass. im Lake Michigan/U.S.A.

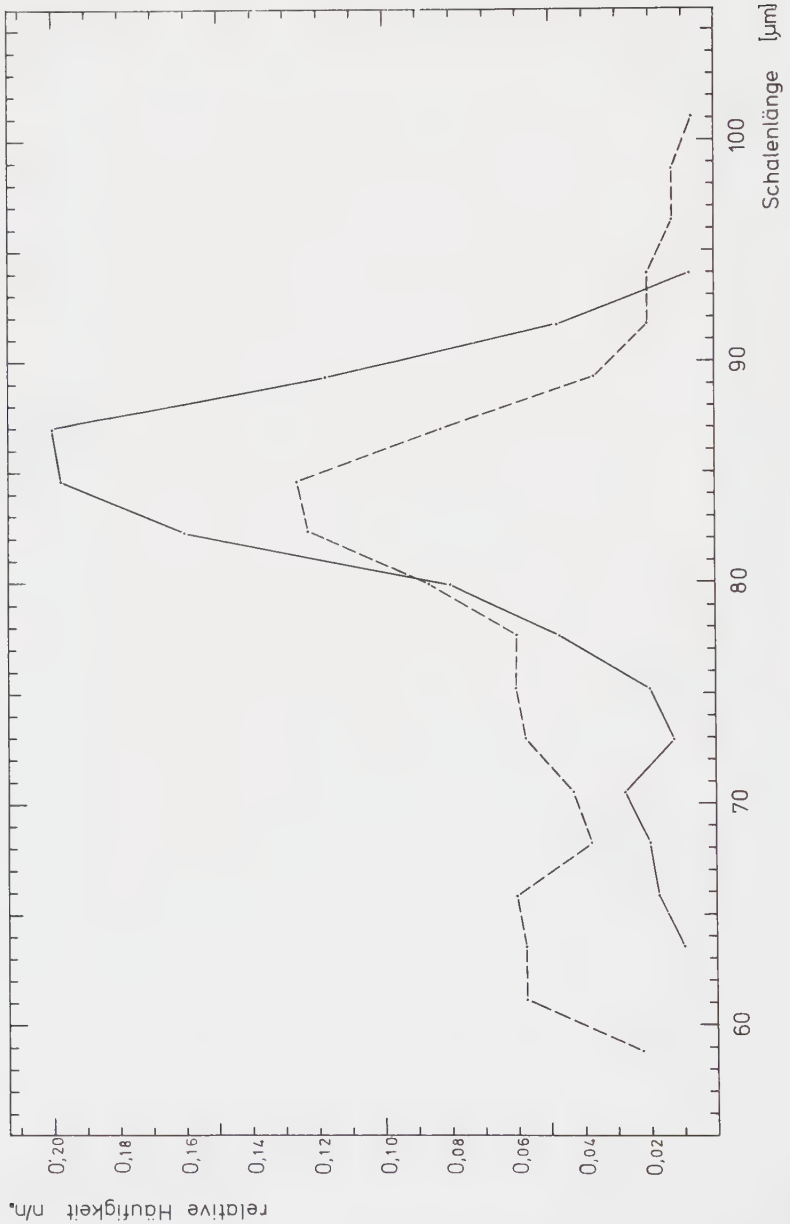


Diagr. 4: Häufigkeitsverteilungen der Schalenlängen in Stichproben (n_0=200) einer Klonkultur von *A. formosa* Hass.

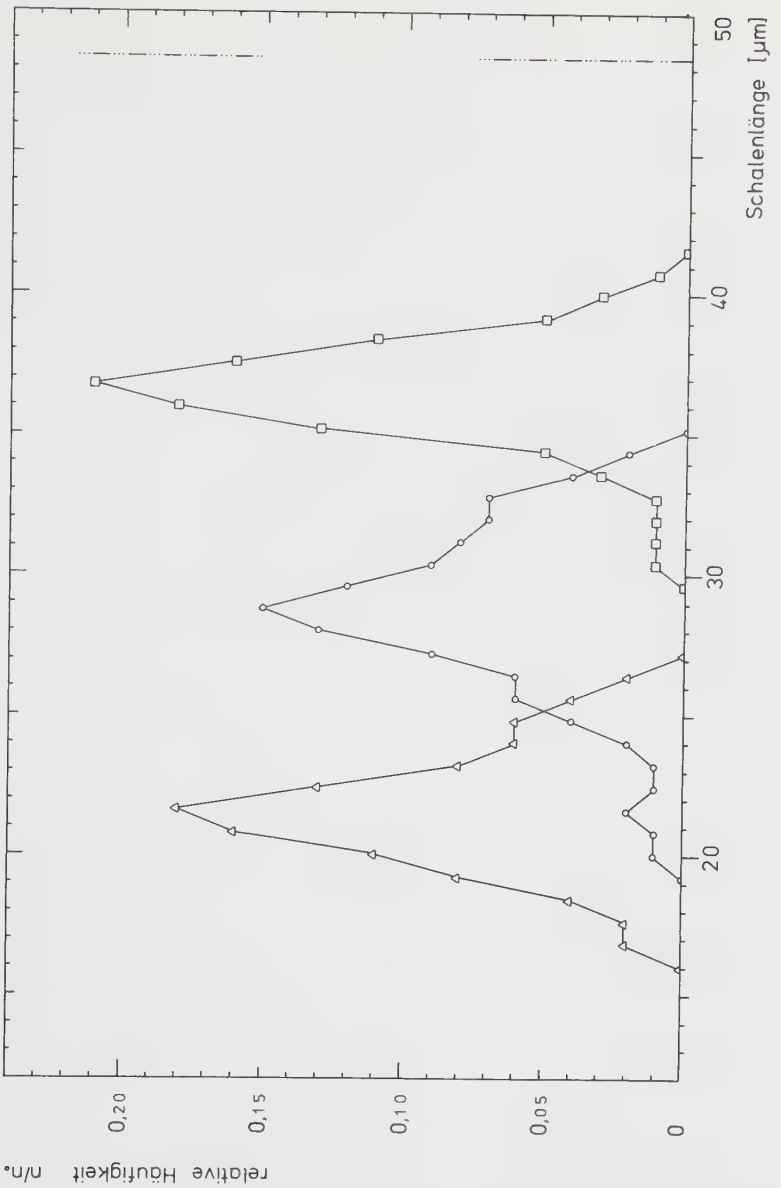
März 1966; Okt. 1966; Okt. 1968; Ausgangszellänge; Okt. 1967; Mai 1966; März 1968;



Diagr. 5: Zeitliche Veränderung der Schalenlänge einer Klonkultur von *A. formosa* Hass.

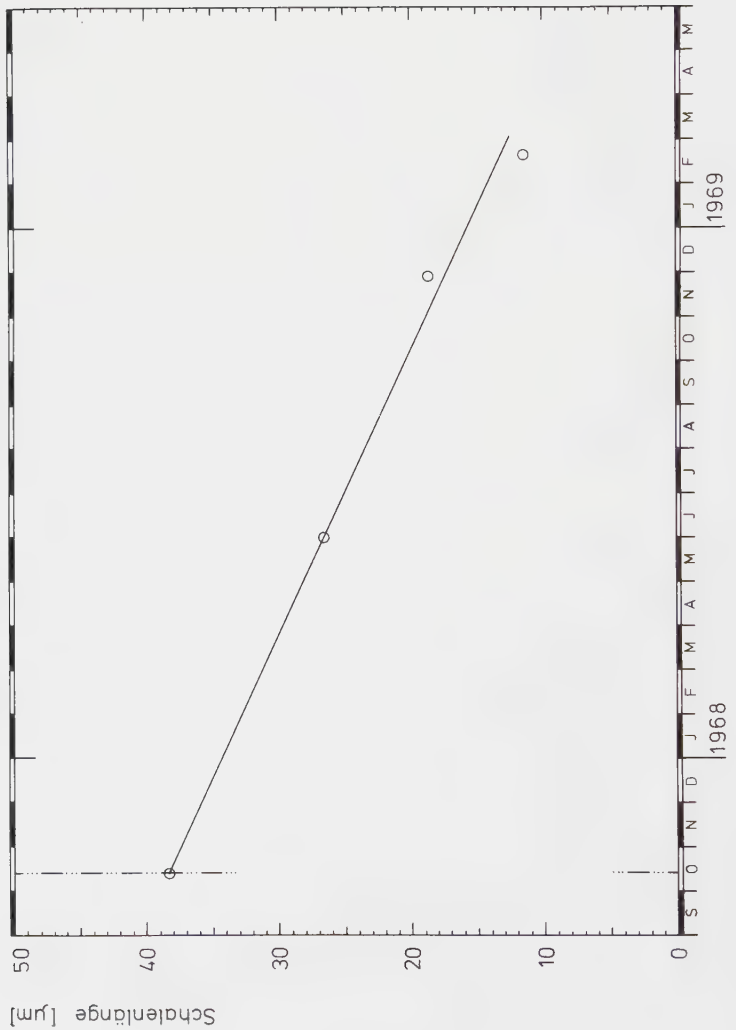


Diagr. 6: Häufigkeitsverteilungen der Schalenlängen in zwei *A. formosa* Hass. - Populationen aus dem Lake Michigan/U.S.A.

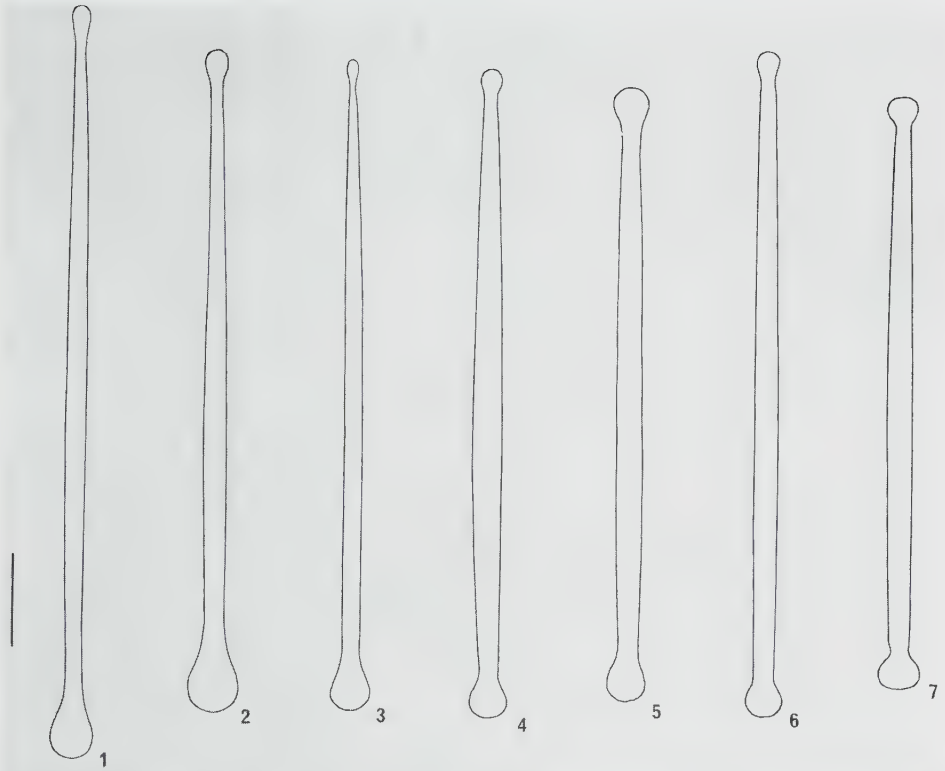


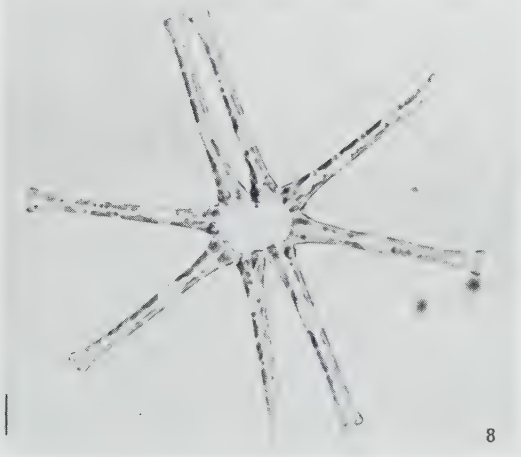
Diagr. 7: Häufigkeitsverteilungen der Schalenlängen in Stichproben (n_0=200) einer Klonkultur von *A. glacialis* Castr.

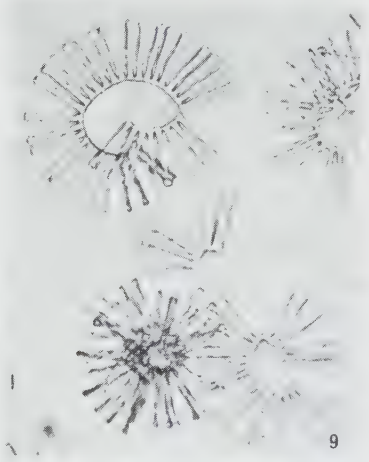
Okt. 1967; Nov. 1968; Ausgangszellänge; Mai 1968; Febr. 1969

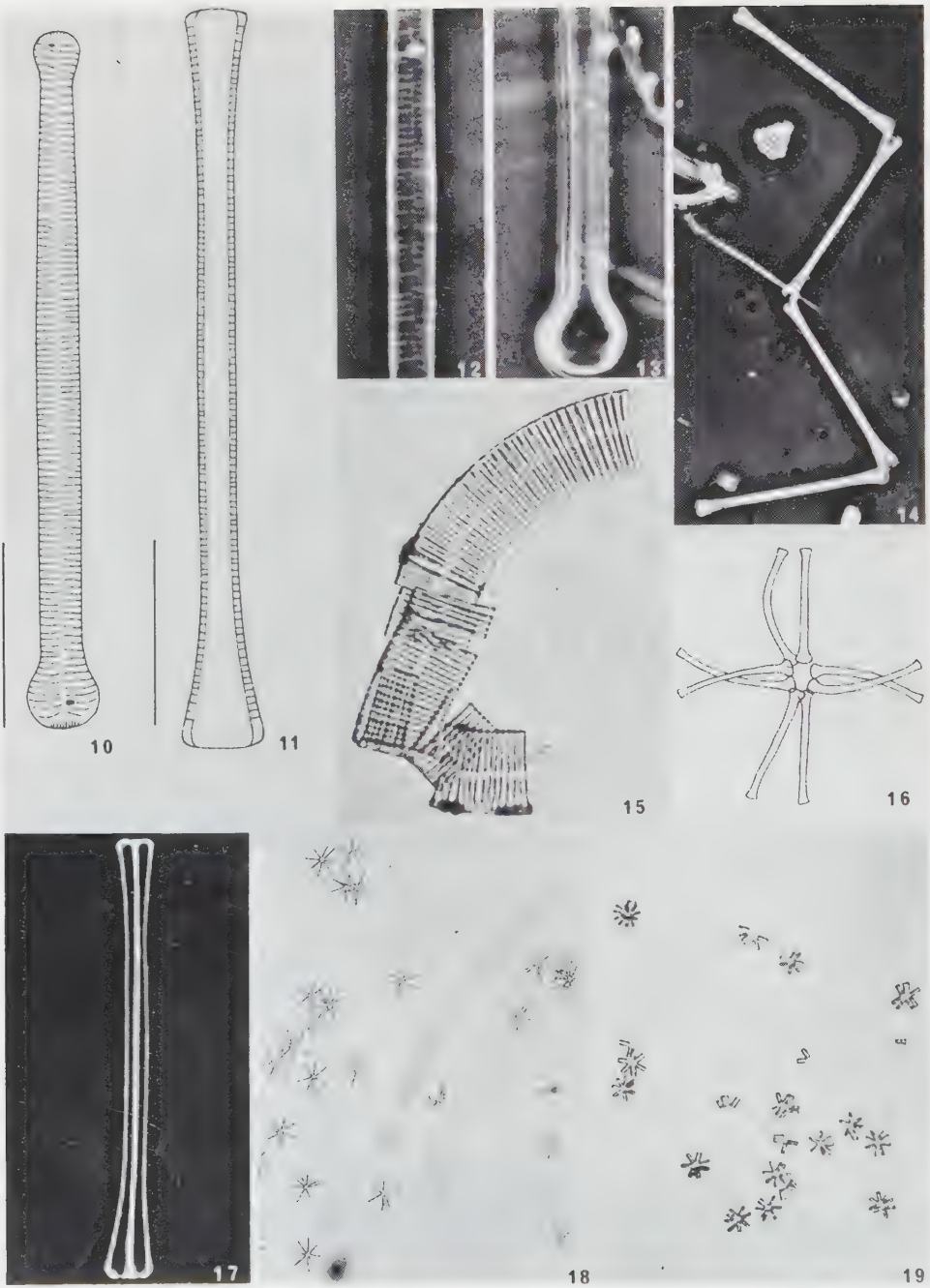


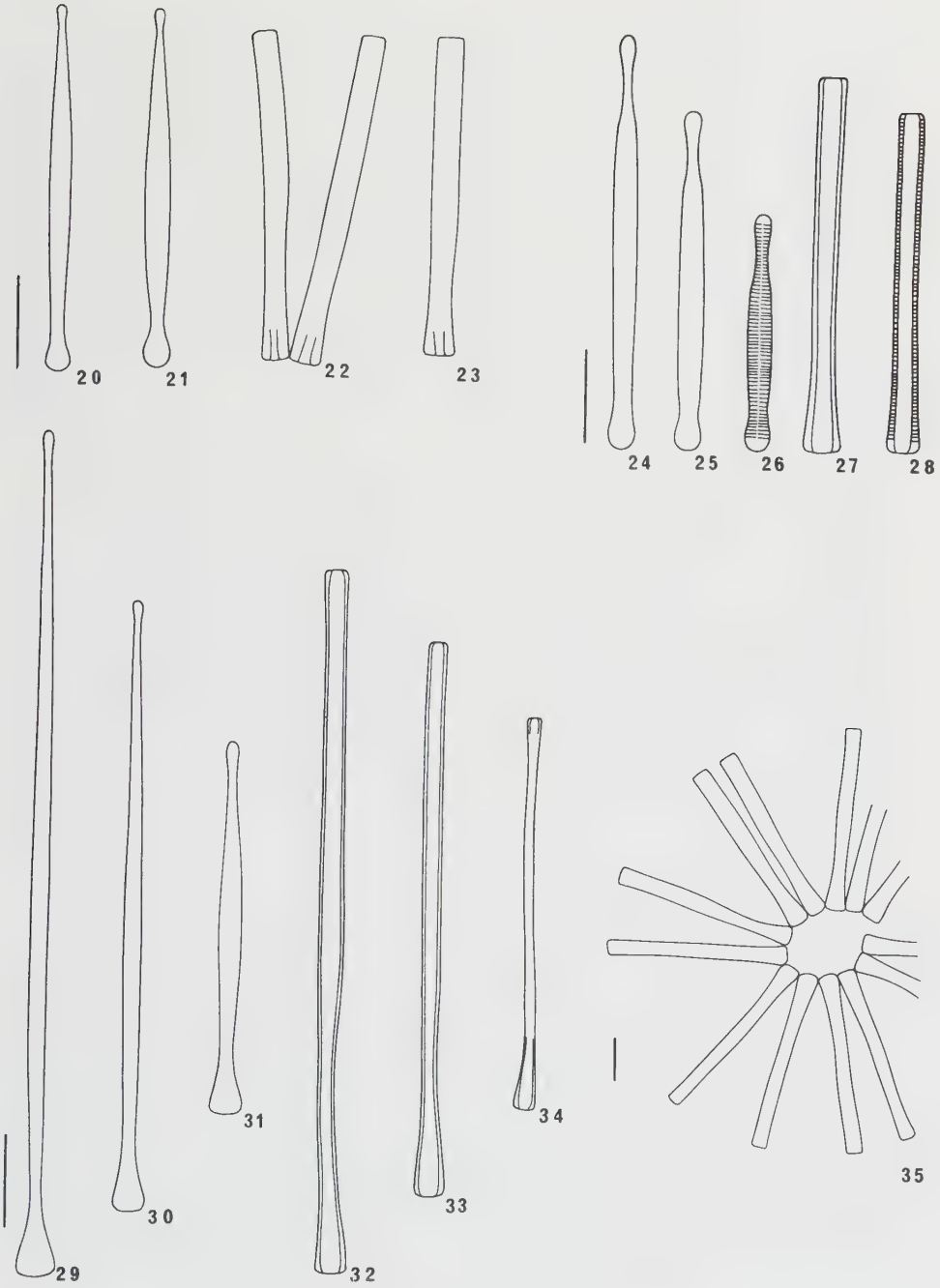
Diagr. 8: Zeitliche Veränderung der Schalenlänge in einer Klonkultur von *A. glacialis* Castr.

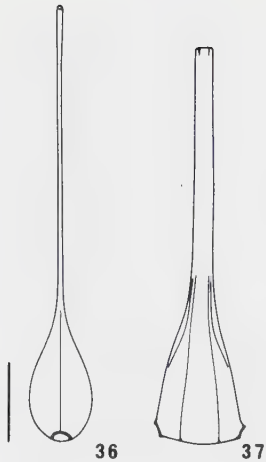

1
2
3
4
5
6
7

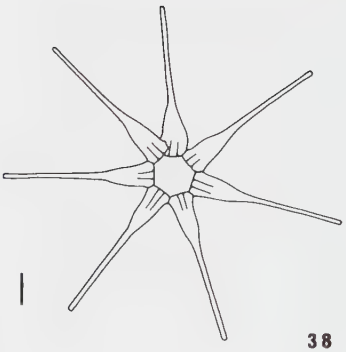

8

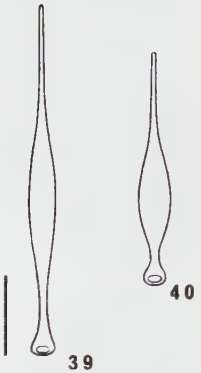

9


10
11
12
13
14
15
16
17
18
19


20
21
22
23
24
25
26
27
28
29
30
31
32
33
34
35


36
37


38

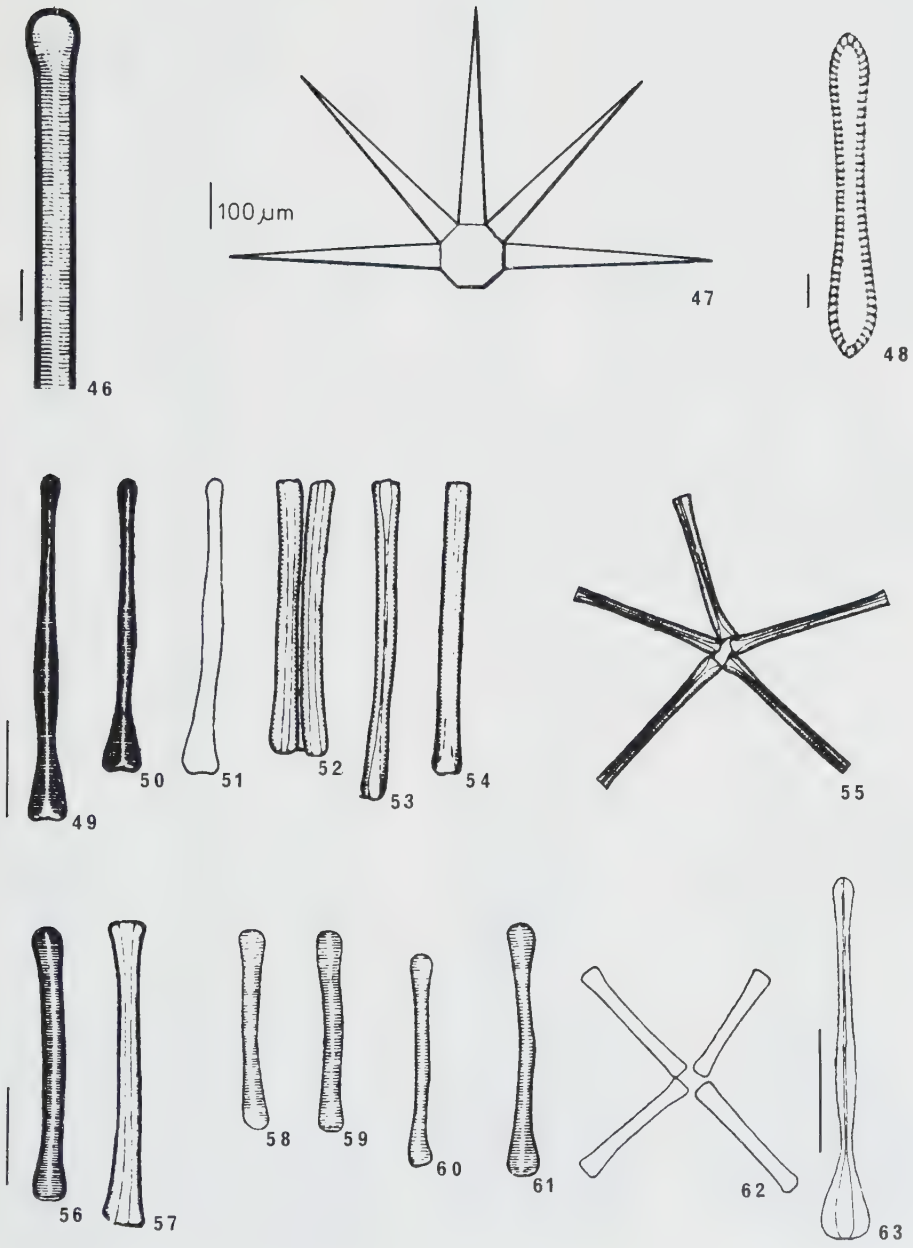

39
40

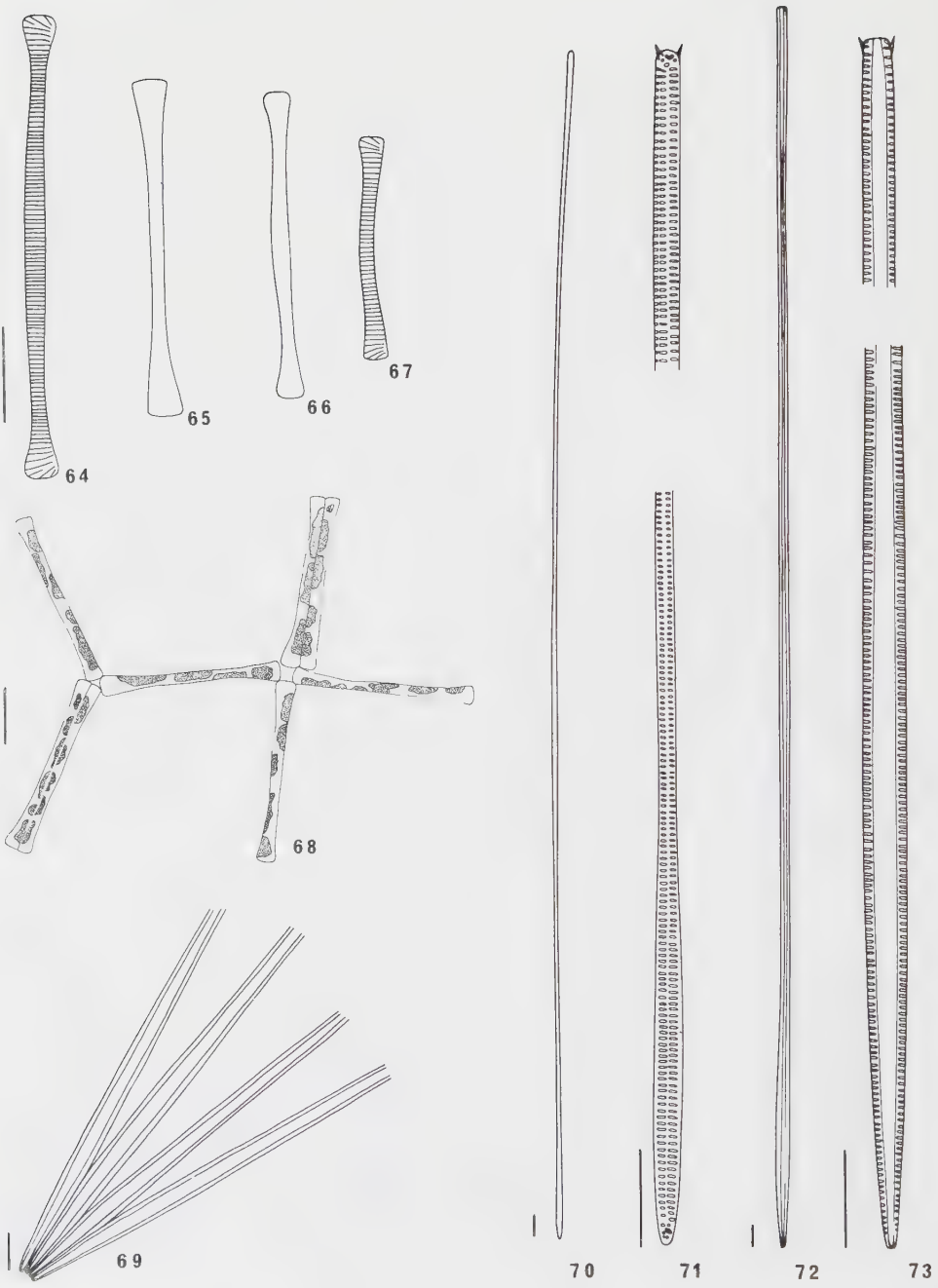
41

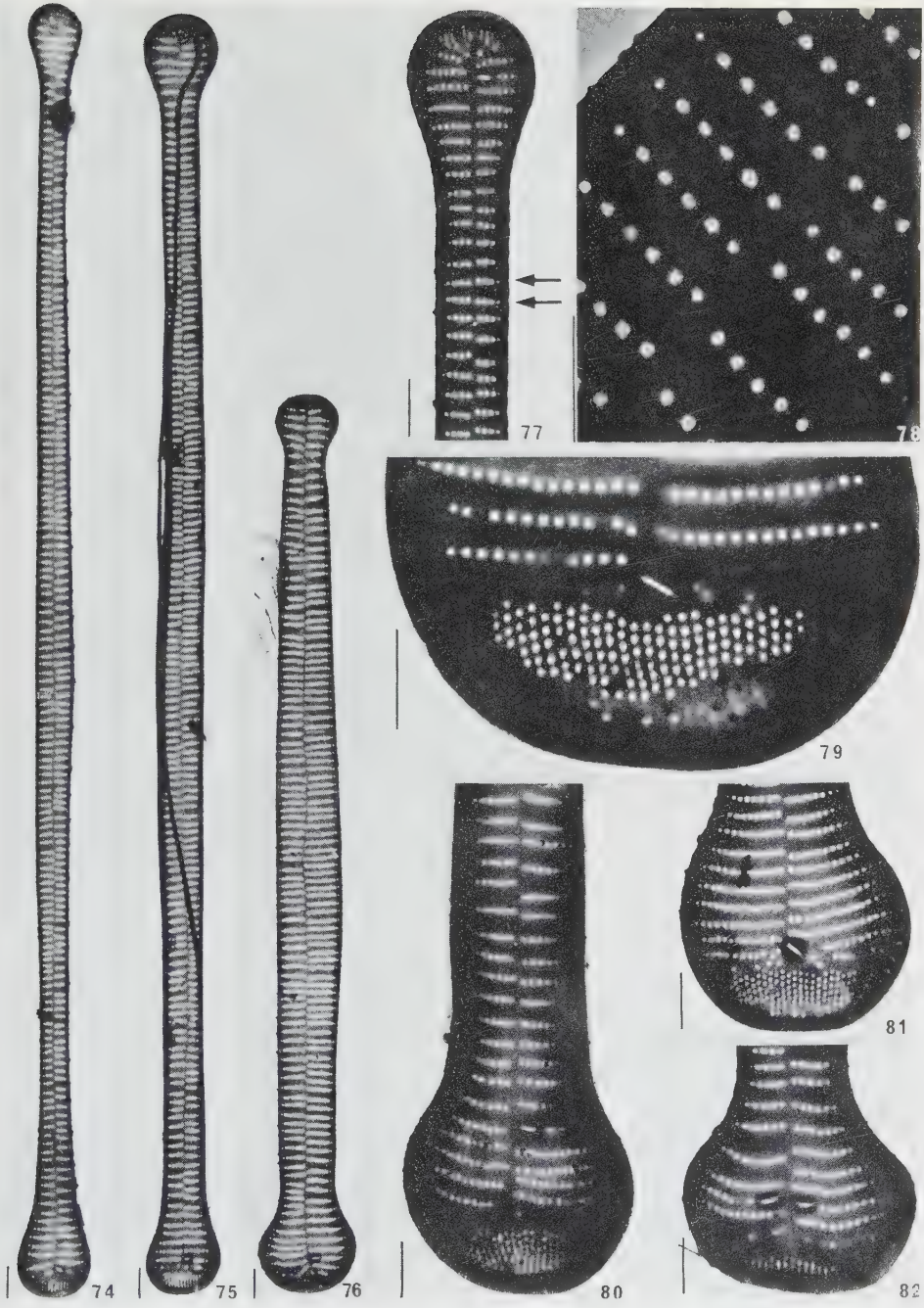
42
43

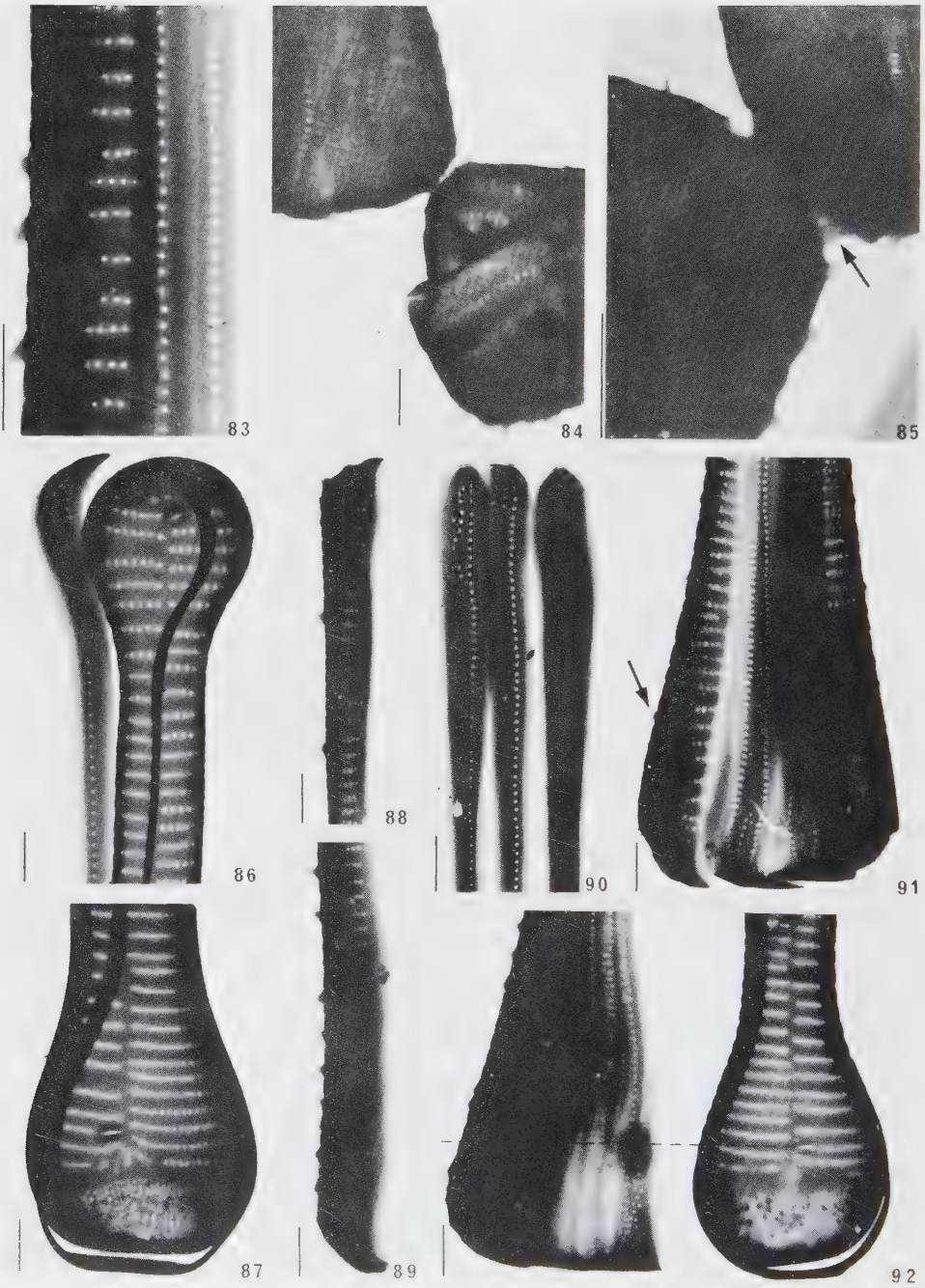
44

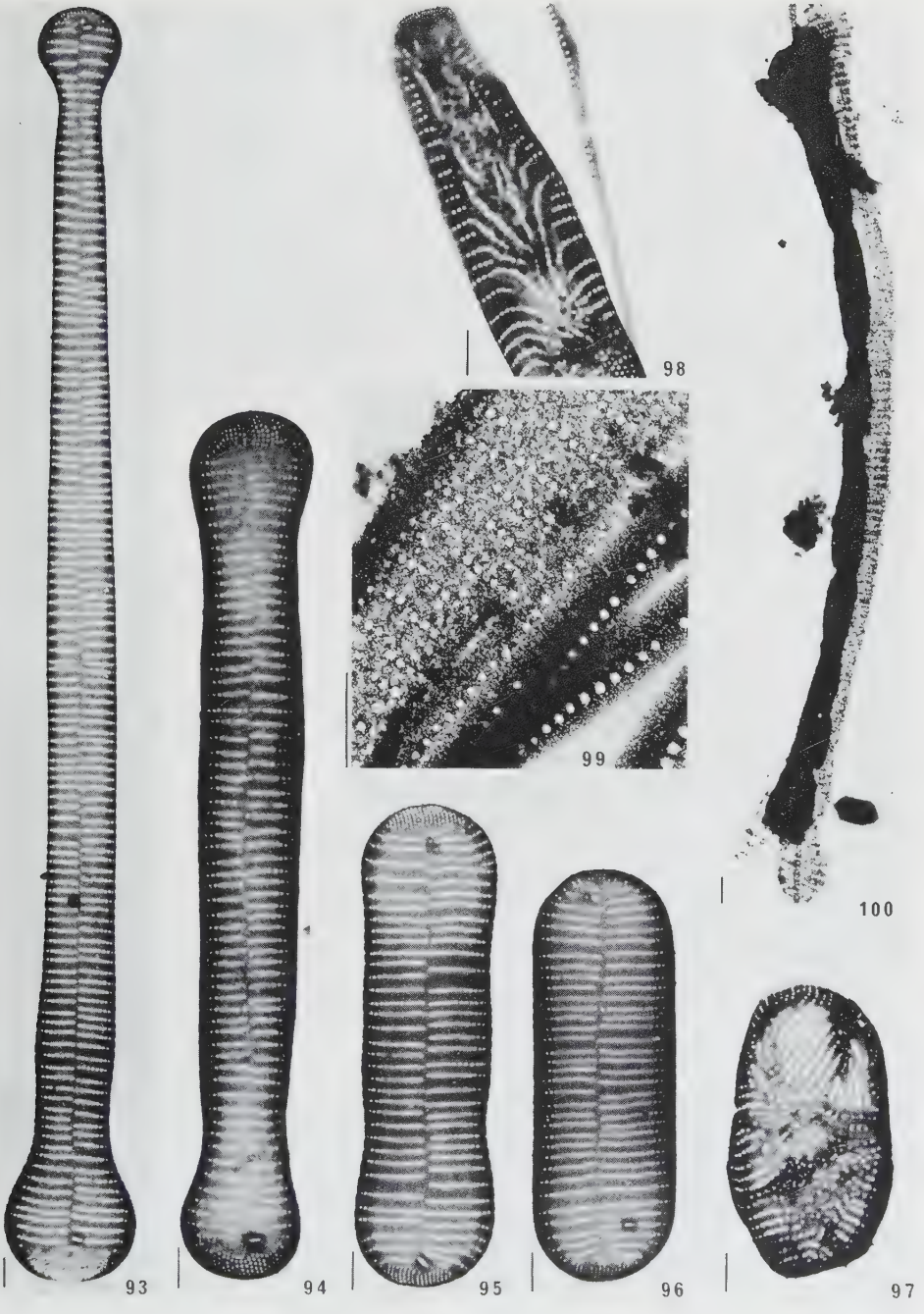
45

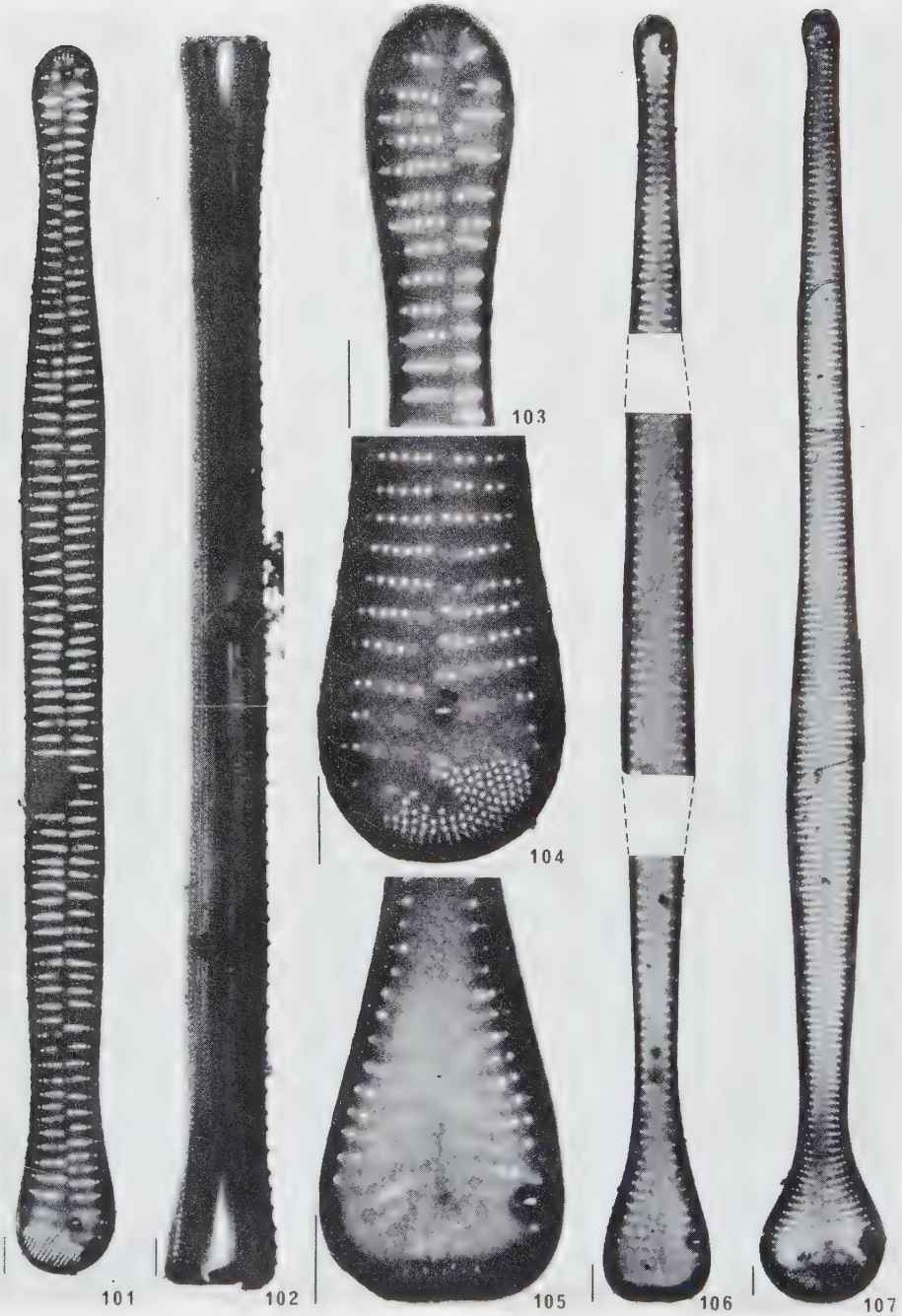

100 µm
46
47
48
49
50
51
52
53
54
55
56
57
58
59
60
61
62
63


64
65
66
67
68
69
70
71
72
73


74
75
76
77
78
79
80
81
82


83
84
85
86
87
88
89
90
91
92


93
94
95
96
97
98
99
100

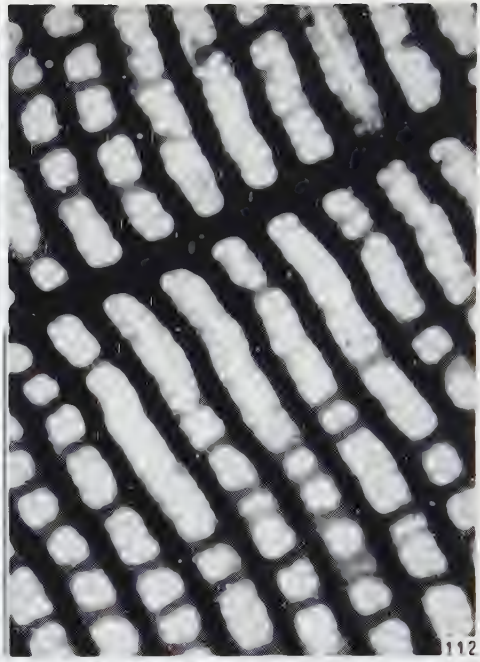

101
102
103
104
105
106
107

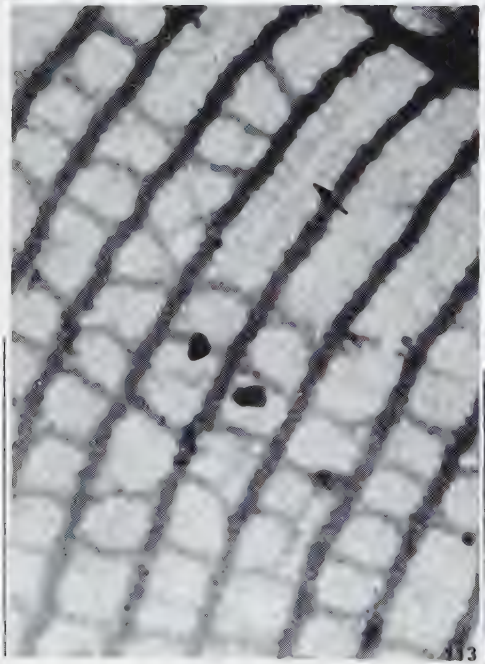
108

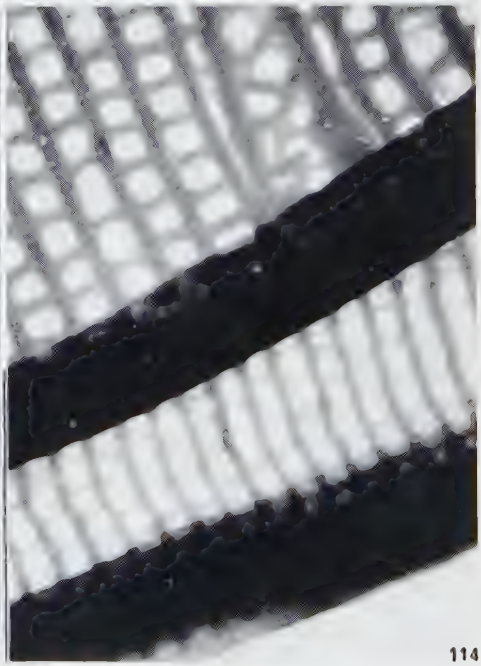
109

110

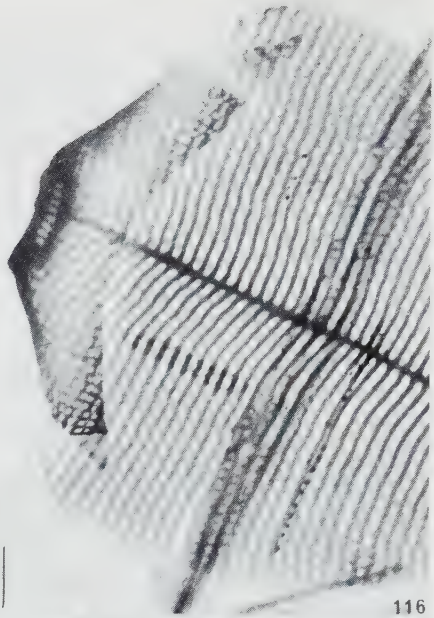
111


112


113


114

115



116

117

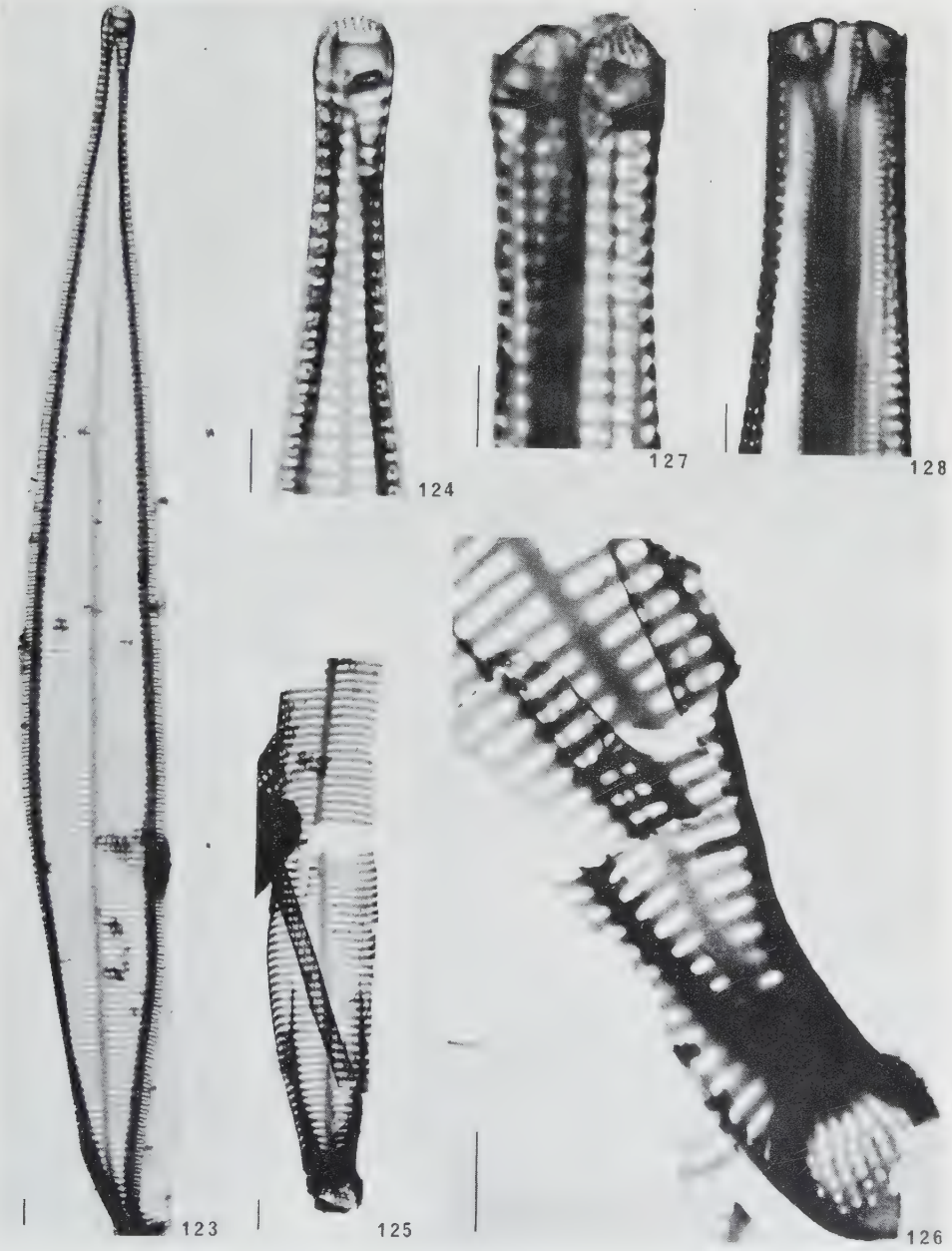
118

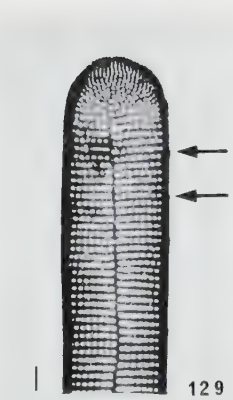
119

120

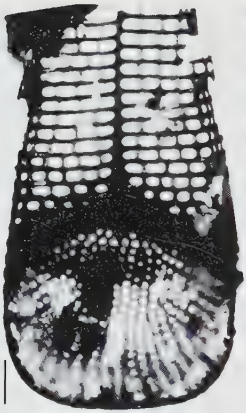
121

122

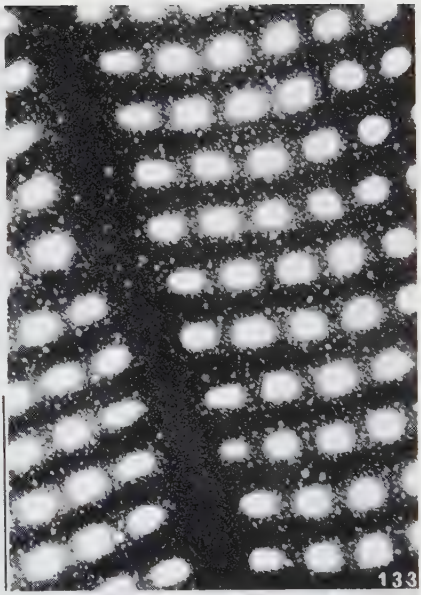

123
124
125
126
127
128



129



131

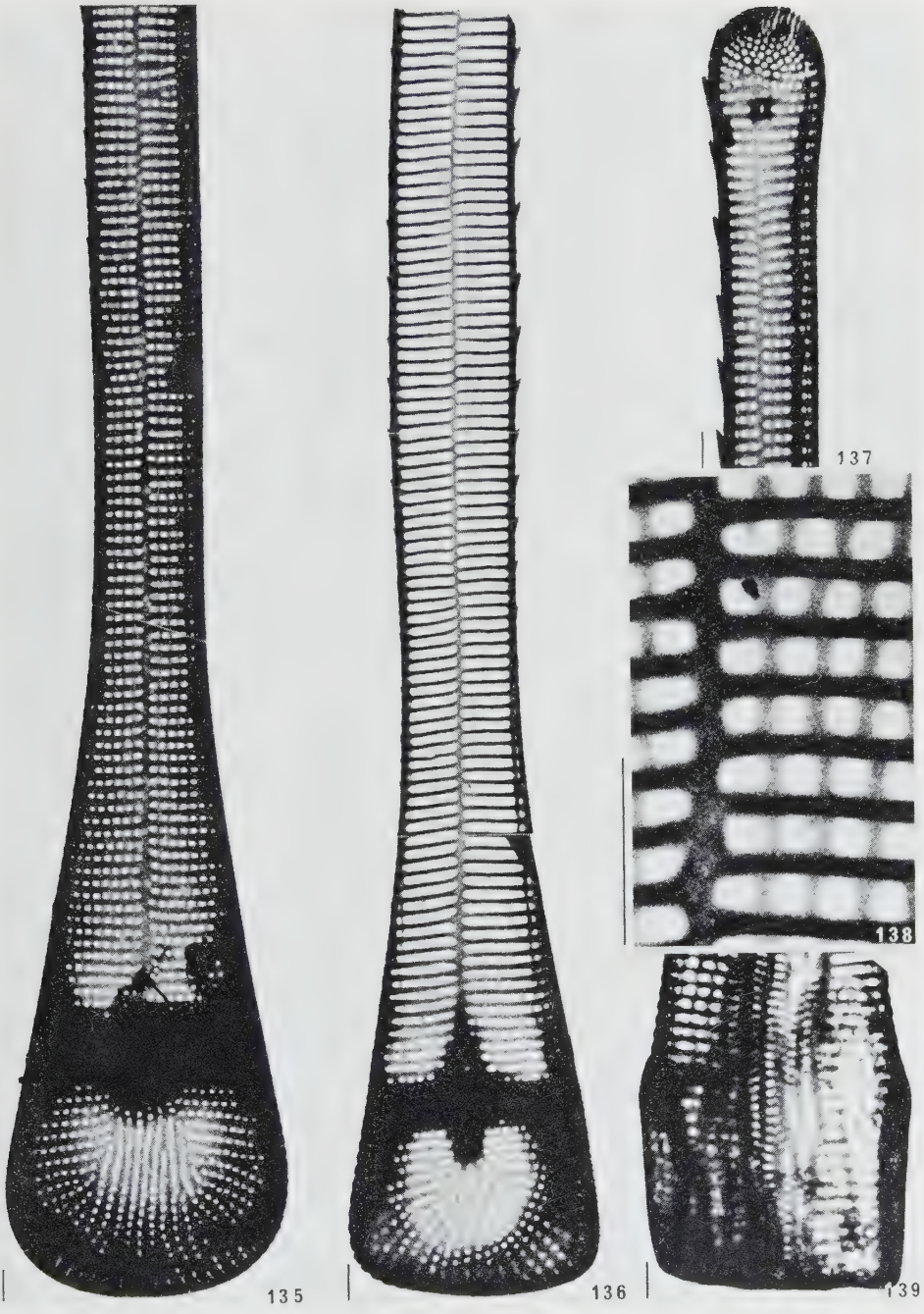


133

130

132

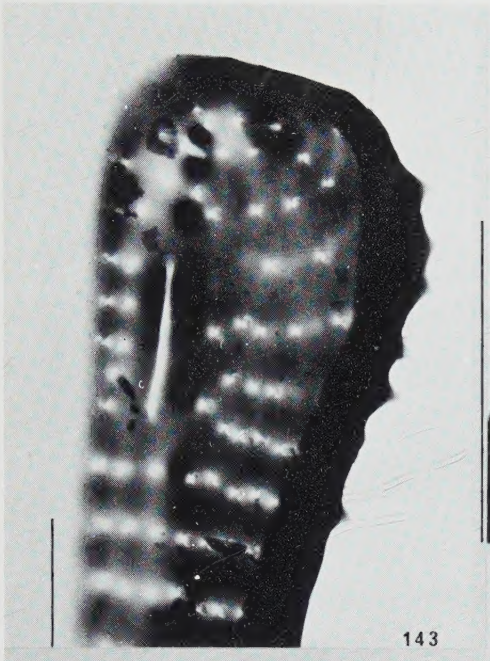
134


135
136
137
138
139

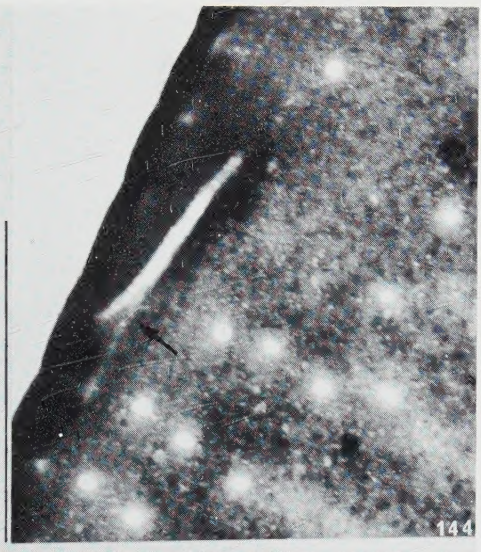
140

141

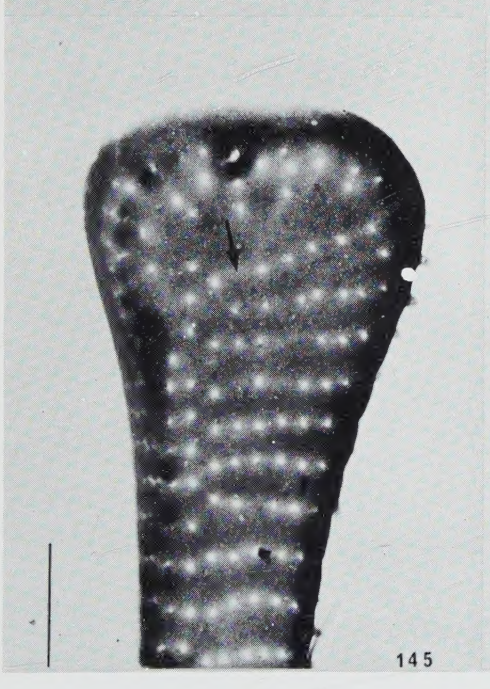
142



143

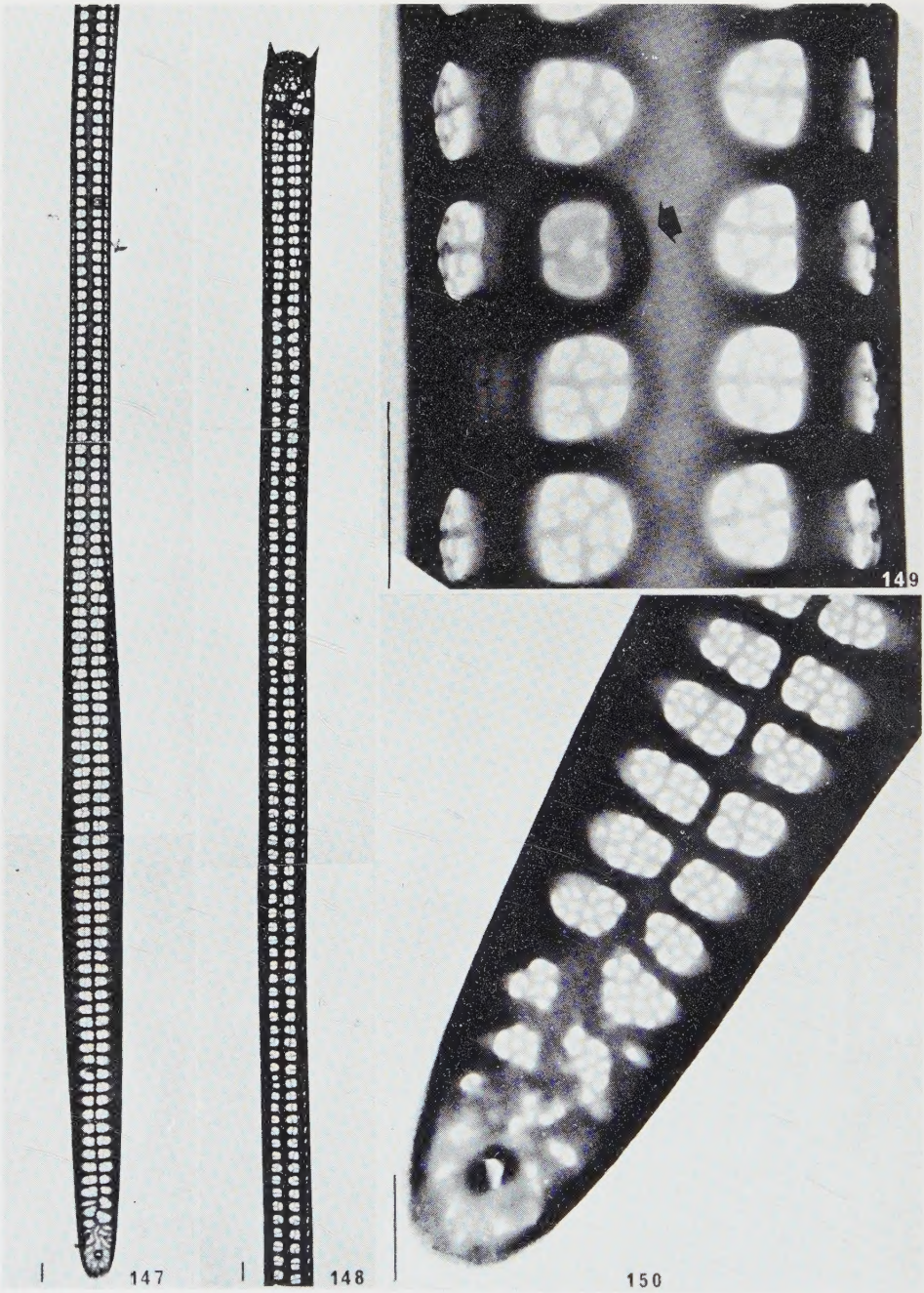


144



145

146


147
148
149
150

Lebenslauf

Ich, Heinz Körner, wurde am 9. Mai 1942 in Komotau/ČSR geboren; seit 1947 lebe ich auf dem Gebiet der Bundesrepublik Deutschland im Land Bayern.

Von 1948 bis 1952 besuchte ich die Grundschule in Weißenstadt, von 1952 bis 1957 die Realschule in Schwarzenbach/Saale, ab 1957 bis zur Reifeprüfung am 19. Juli 1961 die Oberrealschule in Wunsiedel/Bayern.

Im Wintersemester 1961/62 und im Sommersemester 1962 studierte ich an der Universität Erlangen-Nürnberg das Fach Biologie. Vom Wintersemester 1962/63 ab bin ich an der Math.-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Freien Universität Berlin immatrikuliert mit dem Hauptfach Botanik. Am 25. Mai 1965 legte ich die Vorprüfung zur Diplomprüfung in Biologie erfolgreich ab.

Mein Studium und der Gegenstand meiner Dissertation waren darauf ausgerichtet, mir eingehendere Kenntnisse in den Fachgebieten Phycologie und Hydrobotanik zu verschaffen.